



DEPARTEMENT D'AGRONOMIE

N°...../SNV/2017

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

**M^r. MOHAMED BEN KOIBICH MOHAMED
ET
M^r. OMARI MOUNIR**

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN AGRONOMIE

Spécialité : PROTECTION DES CULTURES

THÈME

Etude de l'influence de quelques facteurs abiotique sur le comportement « *in vitro* » de *Fusarium* sp, agent de la Fusariose des agrumes (*Citrus*). Et évaluation «*in vitro*» de l'effet antifongique de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis* à son égard.

Soutenue publiquement le 03 /07/2017

DEVANT LE JURY

Président	M ^{elle} . BOUALEM Malika	M.C.B U.MOSTAGANEM
Encadreur	M ^{me} . SAIAH. Farida	M.C.B U. MOSTAGANEM
Examineur	M ^{me} . BERGUEUL Saidha	M.A.A U. MOSTAGANEM
Examineur	M ^{me} . OUADAH Fatiha	Doctorante U. MOSTAGANEM

Thème réalisé au Laboratoire de protection des végétaux.



Remerciements

Au terme de ce travail, toute notre reconnaissance et remerciements vont à madame **SAIAH Farida**, maitre de conفرance à l'université de Mostaganem, pour ses orientations, ses précieux conseils.

Nos vifs remerciements vont également à M^{elle}. **BOUALEM.M** d'avoir accepté de présider ce jury et aussi M^{me}. **BERGREULS** et M^{me}. **OUADAH F** pour l'intérêt qu'elles portent à notre travail ont acceptant de l'examiner.

Nous exprimons toutes nos reconnaissances et gratitude à l'ensemble du corps enseignants de l'Université de Mostaganem, tout particulièrement les enseignants de notre spécialité protection des cultures, pour leurs efforts à nous garantir la continuité et l'aboutissement de ce programme de Master.

Nous tenons à remercier les membres du laboratoire de protection des végétaux.

Enfin, nous remercions tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à la réussite de ce travail.

Dédicace

C'est avec ma profonde gratitude que je dédie ce modeste travail à mes très chers parents qui ont sacrifiés leurs vies pour ma réussite et ma grande mer.

Mes dédicaces vont à toute la famille khedime, mes oncles, Mokhtar et sa femme, Mohamed et sa femme, Hafid, ma tante Mokhtaria.

Je tien à témoigner ma reconnaissance, mon affection pour vous mes chers amis, Mounir, Mehdi, Aziz, Hocine, Oussama, Sara, Saliha et Fatima



Mohamed

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale

Partie bibliographique

Chapitre I : généralités sur les agrumes

I-1. Historique et répartition dans le monde.....	2
I-2. La production des agrumes.....	2
I-2.1. Dans le monde.....	2
I-2.2. En Algérie.....	3
I-2.3. A Mostaganem.....	6
I-3. Systématique.....	7
I-4. Les exigences de l'espèce	7
I-4.1. Les exigences climatiques.....	7
I-4.1.1. La température.....	7
I-4.1.2. La pluviométrie.....	7
I-4.1.3. L'humidité de l'air.....	8
I-4.2. Aléas climatique.....	8
I-4.2.1. Le vent.....	8
I-4.2.2. Les gelés.....	8
I-4.3. Les exigences pédologiques.....	8
I-5. Description et cycle de développement des agrumes.....	9
I-5.1. Description botanique.....	9
I-5.2. Cycle de développement des agrumes.....	10
I-5.2.1. Croissance végétative.....	10
I-5.2.2. Développement floral.....	11
I-5.2.3. Développement des fruits.....	11
I-6. Problèmes phytosanitaire des agrumes en Algérie.....	12
I-6.1. Les ravageurs	12
I-6.2. Les maladies cryptogamiques.....	12

Chapitre II : Fusariose des agrumes

II-1-Introduction	14
II-2.Epidemiologie.....	14
II-3.Description de la maladie.....	15
II-4.Dégâts.....	15
II-5.Lutte.....	16
II-6.Agents pathogènes: <i>Fusarium</i> sp.....	16
II-6-1. Caractéristiques générale des <i>Fusarium</i> sp.....	17
II-6-2. Classification.....	17

Chapitre III : Les composés phénoliques

III-1. Généralités.....	19
III-2. Les composés phénoliques de défense constitutive.....	19
III-3. Les composés phénoliques de défense induite.....	20
III-4. Classification des poly-phénols.....	20
III-4.1. Les acides phénols.....	20
III-4.2. Les flavonoïdes.....	20
III-5. La Sauge.....	21
III-5.1. Description morphologique.....	21
III-5.2. Classification taxonomique	22
III-5.3. Usage traditionnel de la Sauge	22
III-5.4. Les composés phénoliques de la Sauge rapportés.....	23

Partie expérimentale

Chapitre I : Matériels et méthodes.

I-1. Objectif.....	24
I-2. Matériel fongique	24
I-2.1. Isolement des isolats.....	25
I-2.2. Purification.....	25
I-2.3. Identification.....	26
I-3. Etude de l'influence de quelques facteurs abiotiques sur le comportement « <i>in vitro</i> » de <i>fusarium</i> sp	
I-3.1. Influence de quelques milieux de culture.....	27
I-3.1.1. Choix des milieux de culture.....	27
I-3.1.2. Méthode.....	27
I-3.2. Influence de la lumière et de l'obscurité.....	28
I-3.3. Influence de la température.....	28

I-3.4. Influence du pH.....	28
I-4. Evaluation de l'activité antifongique de l'extrait méthanoïque de <i>Salvia officinalis</i> vis-à-vis de <i>Fusarium</i> sp.	
I-4.1. Matériel végétal.....	28
I-4.2. Procédés d'extraction.....	29
I-4.2.1. Extraction par le dispositif Soxhlet.....	29
I-4.2.2. Préparation des dilutions des composés phénoliques.....	30
I-4.3. Conduite de l'essai de l'évaluation de l'activité antifongique " <i>in vitro</i> " de l'extrait méthanoïque de <i>Salvia officinalis</i> vis-à-vis de <i>Fusarium</i> sp.....	30
I-5. Analyse statistique.....	31
Chapitre II : Résultats et discussions	
II-1. Caractère morphologique des deux isolats de <i>Fusarium</i>	
II-1.1. Etude de l'aspect macroscopique.....	32
II-1.1.1. L'isolat <i>Fusarium</i> sp 1 (rouge).....	32
II-1.1.2. L'isolat <i>Fusarium</i> sp 2 (jaune).....	32
II-1.2. Etude de l'aspect microscopique.....	32
II-1.2.1. L'isolat <i>Fusarium</i> sp1 (rouge).....	32
II-1.2.2. L'isolat <i>Fusarium</i> sp2 (jaune).....	33
II-2. Comportement « <i>in vitro</i> » de deux isolats de <i>Fusarium</i> sp.	
II-2.1. Influence de quelques milieux de culture sur la croissance mycélienne et la sporulation de <i>Fusarium</i> sp.....	34
II-2.2. Influence de la lumière et de l'obscurité.....	38
II-2.3. Influence de la température.....	41
II-2.4. Influence de pH.....	44
II-3. Evaluation de l'activité antifongique de l'extrait méthanoïque de <i>Salvia officinalis</i> sur <i>Fusarium</i> sp. Agent de fusariose.	
II 3.1. Evaluation de l'efficacité antifongique " <i>in vitro</i> " de l'extrait Polyphénolique de la sauge sur la croissance mycélienne.....	46
II-3.2. Effet de l'extrait polyphénolique de la sauge sur la sporulation.....	49
Conclusion générale.....	52

Référence bibliographique.....

Annexe.....

Résumé.....

Figure 01 : Répartition géographique de la production mondiale d'agrumes

Figure 02 : Représentation schématique de quelques Type de feuilles

Figure 03 : inflorescence d'agrumes

Figure 04 : dépérissement d'un arbre d'agrumes causé par *Fusarium* sp

Figure 05 : exemple de quelques acides phénols

Figure 06 : Aspect générale de la sauge

Figure 07 : Arbres présentant des symptômes de fusariose

Figure 08 : Zone de prélèvement des échantillons situé dans la région de Bouguirat
Mostaganem

Figure 09 : Etapes d'isolement des champignons à partir des fragments des racines de
clémentinier

Figure 10 : Développement de deux isolats de champignons autour des fragments repiqués
sur milieu PDA

Figure 11 : Dispositifs d'extraction

Figure 12 : poudre et feuilles séchées de la sauge.

Figure 13 : Les dilutions du composé phénolique

Figure 14 : Aspect macroscopique des deux isolats de *Fusarium* sp cultivé sur milieu P.D.A

Figure 15 : Aspects microscopiques des conidies deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 16 : Influence des différents milieux de culture sur la croissance mycélienne de
l'isolat de *Fusarium* sp1.

Figure 17 : Influence des différents milieux de culture sur la croissance mycélienne de
l'isolat de *Fusarium* sp2.

Figure 18 : Aspect macroscopique de *Fusarium* sp1 sur quatre différents milieux.

Figure 19 : Aspect macroscopique de *Fusarium* sp2 sur quatre différents milieux.

Figure 20 : la vitesse de croissance (cm/j) des deux isolats de *Fusarium* sp. cultivés sur
différents milieux.

Figure 21 : Influence des milieux de cultures sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 22 : influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1

Figure 23 : influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2.

Figure 24 : influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 25 : influence de la lumière, l'obscurité et de leur alternance sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 26 : Influence de différentes températures sur la croissance mycélienne (cm) de *Fusarium* sp1

Figure 27 : Influence des températures sur la croissance mycélienne (cm/j) de *Fusarium* sp.2.

Figure 28 : influences de la température sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium* sp

Figure 29 : Influence des températures sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 30 : Aspects des deux isolats de *Fusarium* sp. , après 20 jours d'incubation sur milieu Gzapeck .

Figure 31 : Influence du pH sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1

Figure 32 : Influence du pH sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2

Figure 33 : Influence du pH sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium* sp

Figure 34 : influence du pH sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium*.

Figure 35 : Effet de l'extrait de la sauge sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1

Figure 36 : Effet de l'extrait de la sauge sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2

Figure 37 : l'effet "in vitro " des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis* sur les deux isolats de *Fusarium* sp.

Figure 38 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp.2 sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis*

Figure 39 : Taux d'inhibition de la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp. Sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis*.

Liste des tableaux

Tableau 01 : Classement de huit premiers producteurs d'agrumes dans le monde

Tableau 02 : La production et la superficie totale d'agrumes en Algérie

Tableau 03 : Composition variétale des agrumes en Algérie

Tableau 04 : Structure d'âge du verger agrumicole Algérien

Tableau 05 : production des agrumes par variété dans la wilaya de Mostaganem

Tableau 06 : Nomenclature des sections et espèces de *Fusarium*

Tableau 07 : les composés phénolique de la sauge.

Liste des abréviations

% : pourcentage

°C : Celsius

cm : centimètre

g : gramme

Ha : hectare

INRA : Institut National De La Recherche Agronomique

L : Linné

ml : millilitre

mm : millimètre

P.D.A: potato dextrose agar

Mt : millions de tonnes

FAO: federation agriculture organisation

qx: quintaux

DSA: direction service agricole

FNDA : Fonds Régional de Développement Agricole

ITAFV : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne

CMI : concentration minimale inhibitrice

Introduction :

Les plantes subissent les attaques de nombreux bio-agresseurs. Parmi eux, les champignons pathogènes causent des maladies sur tous les organes des plantes (**Le Poivre, 2013**).

Les agrumes sont sensibles à l'attaque d'agents phyto-pathogènes tels que les *Fusarium* spp. Leur développement rapide et insidieux, engendre la destruction complète de l'arbre, cet agent tellurique occasionne des dégâts avec des conséquences désastreuses sur le rendement et la qualité de la récolte. Contre ce genre de fléaux, la prévention ainsi que l'utilisation des produits chimiques représentent à l'heure actuelle la solution la plus efficace. Cependant, les inconvénients liés à l'utilisation répétée des produits de synthèse entraînent souvent la pollution de l'environnement, l'apparition de souches résistantes et augmentent la quantité des résidus sur les fruits (ITAFV, 2012 ; Ozbay et Newman, 2004).

C'est pourquoi les scientifiques sont à la recherche d'alternatives moins dangereuses. Ils se sont alors orientés vers la lutte biologique par l'utilisation de substances naturelles antifongiques plus sécuritaires pour les humains et pour l'environnement. Parmi ces substances naturelles figurent les extraits poly-phénoliques des plantes aromatiques.

Les plantes aromatiques constituent une richesse naturelle très importante, dont la valorisation, demande une parfaite connaissance des propriétés à mettre en valeur. Les propriétés des plantes dépendent de la présence d'agents bioactifs variés et appartenant à différentes classes chimiques (Mailhebiau, 1994).

L'Algérie, par sa situation géographique, offre un grand nombre de plantes aromatiques qui y poussent spontanément. L'intérêt porté à ces plantes n'a pas cessé de croître au cours de ces dernières années. C'est dans cette optique, qu'on s'est intéressé à une espèce appartenant à la famille des Lamiacées; *Salvia officinalis*. C'est un arbuste indigène très prisé en phytothérapie.

Notre travail a pour l'objectif d'étudier le comportement *in vitro* de *Fusarium* sp sous l'influence de quelques facteurs abiotiques et de mettre en évidence une éventuelle activité antifongique « *in vitro* » de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis* vis-à-vis de ce même phytopathogène. Le mémoire est réparti en deux parties :

- La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique mettant l'accent sur trois chapitres; le premier chapitre traite des généralités sur les agrumes, le second présente la maladie fongique et son agent causal, et le troisième chapitre est consacré à la composition phénolique.

- La deuxième partie est réservée à l'étude expérimentale. Elle est subdivisée en deux chapitres; L'un présente les méthodes et les techniques utilisées pour la réalisation de ce travail alors que, l'autre est consacré à la présentation et la discussion des résultats obtenus.

I- Généralité sur les agrumes

I.1. Historique et répartition des agrumes dans le monde

Le centre d'origine des agrumes se situe principalement dans le Sud-Est Asiatique. Dans cette zone l'hybridation naturelle est très fréquente dans ce groupe des plantes (Parfonry, 2001). Les agrumes auraient été diffusés au Moyen-Orient, puis dans les pays méditerranéens, par les échanges commerciaux de l'antiquité et jusqu'à nos jours. C'est ainsi, qu'à la fin du 16ème siècle, les agrumes à l'exception du mandarinier, s'étaient répandus dans presque toutes les régions tropicales et subtropicales (Parfonry, 2001).

1.2. La production des agrumes

1.2.1. Dans le monde

La production des agrumes est très diversifiée avec 68 Mt d'oranges; 29 Mt des petits agrumes; 14 Mt de citrons et de limes et 5 Mt de pomelos en 2009 (Loeillet, 2010). La production mondiale des oranges est de l'ordre de 66,4 millions de tonnes en 2010 ce qui représente une hausse de 14 pour cent par rapport au volume enregistré pendant la période 1997-1999. Et de 60 millions de tonnes en 2000, dont 18 millions de tonnes produites par le Brésil à lui seul, suivi par la Floride avec 11 millions de tonnes et le bassin méditerranéen avec 10 millions de tonnes (Anonyme, 2012).

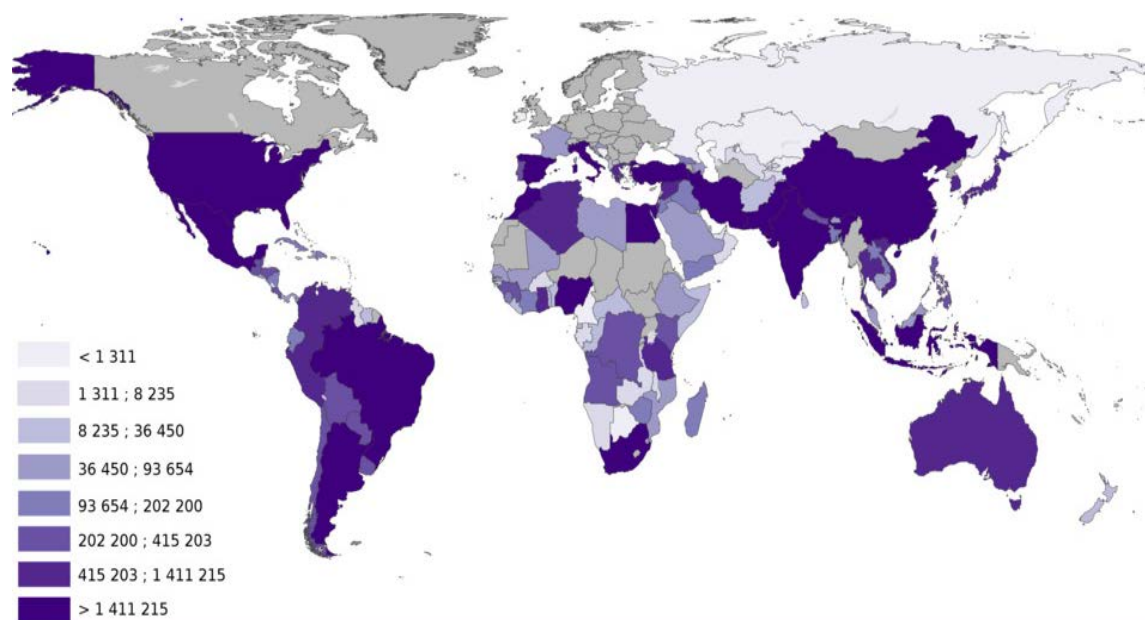


Figure n° 1 : Répartition géographique de la production mondiale d'agrumes. (FAO, 2013).

Les oranges constituent la majeure partie de la production agrumicole avec plus de la moitié (63%) pendant l'année 2012. L'amélioration de la production est principalement due à la croissance des terres cultivées consacrées aux agrumes.

Les plus grands producteurs d'agrumes sont le Brésil, les États-Unis, la Chine (Fig.n°1 ; et tableau 1).

Tableau n°1: Classement de huit premiers producteurs d'agrumes dans le monde. (FAO, 2013).

Classement	Pays	Production d'agrumes(en tonnes)
1	Chine	33104744
2	Brésil	19734725
3	Etats-Unis	10133246
4	Inde	10090000
5	Mexique	7613105
6	Espagne	6379100
7	Egypte	4092339
8	Nigeria	3800000

I.2.2.En Algérie

L'Algérie disposait d'une superficie de 45.000 ha en agrumes à l'indépendance. En 2011, la superficie en agrumes s'étalait sur 63.323 ha, Actuellement, seuls 55.000 ha. Le centre du pays compte 56% de cette superficie d'agrumes, 30% se trouvent à l'est du pays, et 14% à l'Ouest.

Houaoura (2013), insiste sur les bonnes pratiques utilisées dans les vergers par nos aînés dans le passé.

Les principales wilayas agrumicoles sont: Blida (15809 ha), Chlef (5777 ha), Alger (5065ha), Relizane (4417 ha), Mascara (4232 ha), Mostaganem (4079 ha) et Tipasa (3725ha). En fin juillet 2011, il a été créé le premier Club des agrumiculteurs en Algérie à Tipasa (Anonyme, 2013). Le tableau 2, représentent la production et la superficie totale s emblavées d'agrumes pour les 48 wilayas d'Algérie. En annexe sont représenté les superficies et les productions par espèces d'agrumes sur l'ensemble du territoire national

Tableau n°2: La production et la superficie totale d'agrumes en Algérie (DSA ,2017).

WILAYA	TOTAL			
	Sup.compl. ha	Sup.en rap. ha	Production qx	Rdt qx/ha
1 ADRAR	0	0	0	0,0
2 CHLEF	5 705	5 258	1 299 230	247,1
3 LAGHOUAT	11	11	585	53,2
4 O.E.BOUAGHI	0	0	0	0,0
5 BATNA	0	0	0	0,0
6 BEJAIA	1 994	1 809	219 100	121,1
7 BISKRA	87	77	2 967	38,5
8 BECHAR	46	40	4 118	103,0
9 BLIDA	17 429	16 461	4 200 727	255,2
10 BOUIRA	437	384	38 423	100,1
11 TAMANRASSET	182	182	4 782	26,3
12 TEBESSA	0	0	0	0,0
13 TLEMCEN	2 652	2 345	326 240	139,1
14 TIARET	0	0	0	0,0
15 TIZI-OUZOU	1 419	1 219	284 313	233,2
16 ALGER	5 693	4 724	957 360	202,7
17 DJELFA	0	0	0	0,0
18 JIJEL	377	307	28 859	94,0
19 SETIF	0	0	0	0,0
20 SAIDA	0	0	0	0,0
21 SKIKDA	2 784	2 386	560 300	234,8
22 S.B.ABBES	2	2	200	100,0
23 ANNABA	559	473	64 100	135,5
24 GUELMA	806	602	130 000	215,9
25 CONSTANTINE	0	0	0	0,0
26 MEDEA	47	32	2 858	89,3
27 MOSTAGANEM	4 727	3 977	1 156 761	290,9
28 M'SILA	0	0	0	0,0
29 MASCARA	4 444	4 130	372 150	90,1
30 OUARGLA	21	16	1 160	72,5
31 ORAN	221	202	19 197	94,9
32 EL-BAYADH	0	0	0	0,0
33 ILLIZI	126	69	4 619	66,9
34 B.B.ARRERIDJ	0	0	0	0,0
35 BOUMERDES	2 137	1 931	392 080	203,0
36 EL-TARF	2 125	1 796	374 000	208,2
37 TINDOUF	0	0	0	0,0
38 TISSEMSILT	0	0	0	0,0
39 EL-OUED	31	31	452	14,6
40 KHENCHELA	0	0	0	0,0
41 SOUK-AHRAS	8	6	549	91,5
42 TIPAZA	4 249	3 612	872 167	241,5
43 MILA	3	0	0	0,0
44 AIN-DEFLA	1 651	1 377	253 900	184,4
45 NAAMA	2	2	140	70,0
46 A.TEMOUCHEM	394	394	33 201	84,3
47 GHARDAIA	1 052	762	64 307	84,4
48 RELIZANE	4 596	4 534	1 041 185	229,6
TOTAL ALGERIE	66 017	59 151	12 710 030	214,9

D'après (Guenouni et kacemi, 2013), selon leurs exigences en eau et qualité des sols, les agrumes sont localisés essentiellement dans les plaines irrigables :

- La plaine de la Mitidja (44%).
- La plaine de Habra et Mascara (25%).
- Le périmètre de Bouna Moussa et la plaine de Safsaf (16%).
- Le périmètre de la Mina et le Bas Chélif (14%).

• **Composition variétale et âge du verger agrumicole en Algérie**

Le verger agrumicole est constitué de divers groupes d'agrumes, avec spécialement celles appartenant aux oranges et clémentine (Guenouni et kacemi, 2013). La gamme variétale du groupe des oranges est la plus importante (voir tableau 2), avec une prédominance des variétés précoces, telle que le Washington Navel et le Thomson Navel (50% de la superficie couverte).

Par ailleurs, le rythme de plantation et renouvellement des vergers reste insignifiante, ceci, malgré les efforts de l'Etat en matière de soutien pour la filière agrumicole (voir tableau. 3).

Tableau n°3 : Composition variétale des agrumes en Algérie (Guenouni et kacemi, 2013).

Groupes	Surface (ha)	En%
Oranges	28000	62,3
Clémentine et Mandarine	13700	30,4
Citrons	2800	6,2
Pomélos	150	0,4
Autres	350	0,7
Total	45000	100

Tableau n°4 : Structure d'âge du verger agrumicole Algérien (Guenouni et kacemi, 2013).

Tranche d'âge	Surface (ha)	En %
01 à 10	6 000	13,3
11 à 30	15 000	33,3
31 à 50	20 000	44,5
À 50	4 000	8,9
Total	45 000	100

Le tableau 4, représente la structure d'âges du verger agrumicole algérien, il en ressort que la majorité des parcelles d'agrumes soit 20000 ha, sont âgés de 30 à 50 ans soit un pourcentage de 44%. Et seulement 6 000 ha soit 13% sont âgés de 1 à 10ans.

Ces résultats démontre que le verger agrumicole algériens est très vieux ce qui explique en partie, la faible production de cette denrée. D'où la nécessité de rajeunir les vergers dans les meilleurs délais

I.2.3. A Mostaganem

Différentes variétés de *Citrus* sont plantées sur 4570 hectares dans la région de Mostaganem; cependant, la production totale est de 1118300 tonnes en 2012-2013 toutes espèces confondues. Ces dernières années la wilaya de Mostaganem a connu une progression nette dans les superficies grâce aux subventions de l'état avec les programmes FNDA et ET-TAHADI (DSA, 2017).

Tableau n°5 : production des agrumes par variété dans la wilaya de Mostaganem (DSA, 2017).

les groupes des agrumes	2009		2010		2011	
	superficie (Ha)	production (t)	Superficie (Ha)	Production (t)	Superficie (Ha)	production (t)
Orange	3624,5	696806	3670,5	837200	3744	845627
Mandarine	16,5	4450	16,5	4400	16,5	4512
Clémentine	658,5	167515	658,5	180000	658,56	181542
Citronnier	247,5	52830	247,5	65208	274,5	63254
Total	4547	921601	4593	1086808	4666,5	1095635
	2012		2013		2014	
les groupes des agrumes	superficie (Ha)	production (t)	superficie (Ha)	production (t)	superficie (Ha)	production (t)
Orange	3744	865187	3645,5	860175	3800	896 439
Mandarine	16,5	4715	16,5	4805	17	4 770
Clémentine	658,5	176785	660,5	189230	660	186 102
Citronnier	427,5	62841	247,5	64090	250	69 450
Total	4666,5	1100528	4570	1118300	4 727	1 156 761

I.2. Systématique

Selon (Praloran, 1971 cité par Berrighi, 2007), les agrumes appartiennent à

- Ordre *Géniale*
- Famille *Rutaceae*
- Sous-famille *Aurantioideae*
- Tribu *Citreae*
- Sous-tribu *Citrinae*
- Trois genres *Fortunella, Poncirus, Citrus*

C'est au dernier genre qu'appartiennent les principales espèces cultivées (Praloran, 1971)

- *Citrus sinensis* OSBACK (Oranger)
- *Citrus reticulata* BLANCO (Mandarinier)
- *Citrus clementina* CLEMENT (clémentinier)
- *Citrus limon* BRUN (Citronnier)
- *Citrus grandis* OSBACK (Pomplemoussier)
- *Citrus medica* LINN (cédratier)
- *Citrus aurantium* LINN (bigaradier)

I.3. Les exigences de l'espèce

I.3.1. Les exigences climatiques

I.3.1.1. La température

Les agrumes sont considérés comme des arbres à climat chaud, néanmoins, les températures minimales et maximales constituent un facteur limitant. Le zéro végétatif des agrumes est de 8°C. La température optimale de croissance serait de 25 à 26°C; au-delà, l'activité décroît pour s'arrêter aux environs de 38 à 40°C (Loussert, 1985 ; 1989).

I.3.1.2. La pluviométrie

Les agrumes sont des arbres à feuilles persistantes à fort besoins en eau qui varient entre 900 et 1200 mm par an. Ces besoins sont plus marqués notamment durant le stade grossissement coïncidant avec la période estivale (Loussert 1985 ; 1989).

I.3.1.3. L'humidité de l'air

Si l'humidité de l'air est insuffisante, la transpiration du végétal est élevée et ses besoins en eau augmentent. Cette faible humidité de l'air peut être amplifiée par des vents chauds desséchants pouvant provoquer des brûlures sur le feuillage et les fruits (Loussert 1985; 1989).

I.3.2. Aléas Climatiques

I.3.2.1. Le vent

Le vent est un aléa climatique redoutable pour les agrumes. Par son action mécanique, il peut provoquer des dégâts importants tels que la chute des fruits et l'altération de leurs écorces ; les pertes de production sont par conséquent élevées, d'où la nécessité de renforcer le dispositif de protection par l'installation de « brise-vents » (Loussert, 1985 ; 1989).

I.3.2.2. Les gelées

Les agrumes craignent les gelées printanières et les gelées tardives d'hiver coïncidant avec les stades critiques (floraison, maturité des fruits de certaines variétés de clémentiniers et mandariniers),

A des températures inférieures à -1 et -2°C, des dégâts se manifestent sur les fruits tandis qu'à des températures inférieures à -3 et -4°C des dégâts sur les parties aériennes apparaissent et en dessous de -8°C l'arbre dépérit (Loussert 1985 ; 1989).

I.3.2.3. Les exigences pédologiques

Les agrumes possèdent un système racinaire important et exigeant des sols profonds. La large gamme de porte-greffes disponibles permet, avec un choix judicieux, d'implanter les agrumes dans des sols très variables en termes de pH, de texture et d'équilibre chimique. Les sols dont le pH est compris entre 6 et 7 conviennent en général mieux (Loussert, 1985 ; 1989)

Sur le plan physique, il y a lieu de retenir les terrains répondant aux critères suivants:

- Sol meuble et aéré,
- Sol à texture dominante grossière: éviter les sols trop argileux ou battants (riches en éléments fins) ;
- Sol homogène et profond (1 m au minimum), à drainage externe et interne satisfaisant.

I.4. Description et cycle de développement des agrumes

I.4.1. Description botanique

Les agrumes sont de petits arbres ou arbustes atteignant 5 à 10 m assez souvent épineux et à feuillage dense persistant donnant des fruits de formes et de taille diverses :

- **Les feuilles** sont simples ou composées, sans stipules, éparses ou opposées. Un de leurs caractères communs est la présence de glandes oléifères qui apparaissent par transparence comme des points translucides. Toutes les parties de la plante possèdent en outre des tissus sécrétant des huiles essentielles à odeur aromatique (Courboulex et Lorrain, 1998 in Matmati, 2005).

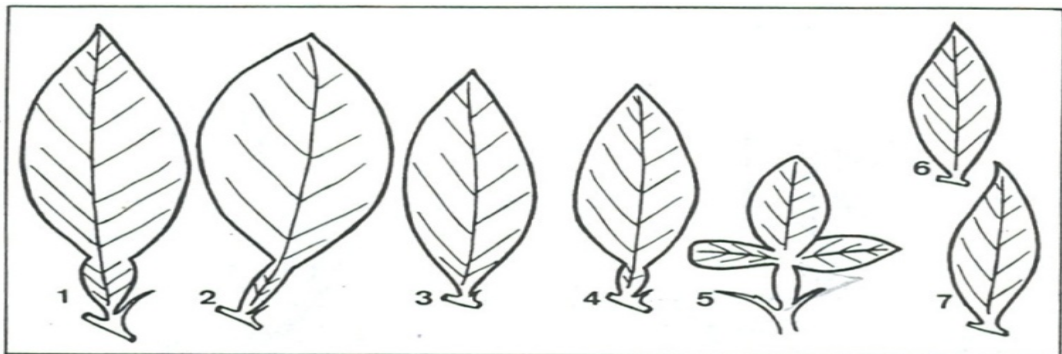


Figure n°2: Représentation schématique de quelques Type de feuilles

1) Bigaradier 2) Oranger 3) Citronnier 4) Pomelo 5) Poncirus trifoliata 6) Mandarinier 7) Clémentinier (Guenouni et kacemi, 2013).

- **Les fleurs** généralement régulières et hermaphrodites, sont formées par 4 ou 5 pétales (blanches). Généralement libres, l'androcée est obdiloclée, les carpelles sont soudées en un gynécée à ovaire pluriloculaire supérieur parfois inférieur (Courboulex et Lorrain, 1998 in Matmati, 2005).



Figure°3 : inflorescence d'agrumes (Guenouni et kacemi, 2013).

Les fruits sont sphéroïdaux ou ovales, en les sectionnant on peut observer :

- Un épicarpe rugueux, robuste, jaune (flavedo), qui entoure et protège le reste du fruit. Cet épicarpe est riche en glandes lysogènes qui contiennent une huile aromatique essentielle volatile d'une saveur citrine, composée de phéllandène, limonène (Courboulex et Lorrain, 1998 cité par Matmati, 2005).
- Un mésocarpe parenchymateux, blanc (albedo), consistant, qui est relié étroitement à l'épicarpe, forme la peau ou l'écorce. Le mésocarpe contient quelques glycosides, comme la limanine, la citrine et les flavonoïdes qui déterminent la vitamine P, Le glucose et quelques acides organiques tels que l'acide citrique (Courboulex et Lorrain, 1998 cité par Matmati, 2005).
- Un endocarpe membraneux qui constitue la chair, une pellicule radiale consistante le subdivise en loges, de dimensions variables selon le cultivar. Ces loges contiennent des cellules fusiformes, allongées, riches en sucres solubles, en quantité non négligeable de vitamine C, pectine, fibres et divers acides organiques sont présents tout comme les sels de potassium (Courboulex et Lorrain, 1998 in Matmati, 2005).

I.4.2. Cycle de développement des agrumes

I.4.2.1. Croissance végétative

Les *Citrus* sont dites arbres à feuillage persistants sauf pour *Poncirus trifoliata* qui perd son feuillage en hiver (Loussert, 1989 in Berrighi, 2007), Ils sont caractérisés par une émission régulière de feuillages durant l'année. Représentée par l'apparition des jeunes ramifications (rameau) dites poussées de sève au cours de trois périodes distinctes de l'année :

- **Première poussée de sève (poussé de printemps)**

De fin Février jusqu'au début Mai: les ramifications s'allongent, et se développent des jeunes feuilles de coloration vert-claire. Sur ces nouvelles pousses apparaissent en Avril et Mai les organes fructifères. Cette poussée est la plus importante du point de vue masse végétative développée (Loussert, 1989 in Berrighi, 2007).

- **Deuxième poussée de sève (poussée d'été)**

De juillet à Aout: se développent de nouvelles pousses qui sont en général moins importantes que celles de printemps et d'automne (Loussert, 1989 in Berrighi, 2007).

- **Troisième poussée de sève (poussée d'automne)**

De Septembre à Novembre: Cette dernière pousse assure le renouvellement du feuillage. Ces trois poussées sont le résultat de trois flux de sève qui commandent le développement végétative de l'arbre. Les arbres ne subissent pas le phénomène de dormance mais seulement un ralentissement de l'activité végétative (Loussert, 1989 in Berrighi, 2007).

I.4.2.2. Développement floral

Les principales étapes du développement floral sont: la floraison, la pollinisation et la fécondation.

- **La floraison**

Elle s'étale de fin Mars au début Mai: chez certaines espèces, la floraison peut être échelonnée durant toute l'année. C'est le cas des limettiers et des cédratiers. Par ailleurs, (Praloran, 1971 in Berrighi, 2007), rapporte que la proportion des fleurs qui donnent des fruits atteignant la maturité est faible, en effet 1% des 60000 fleurs suffisent pour assurer une récolte de 100 kg/arbre.

- **Pollinisation**

Lors de la pleine floraison, les anthères des étamines s'ouvrent et laissent échapper les grains de pollen, ces derniers sont transportés par le vent ou par les insectes, particulièrement les abeilles. Le développement parthénocarpique du fruit est déclenché par la germination du grain de pollen sur le stigmate sans qu'il y soit fécondation complète (Ghelamallah, 2005).

- **Fécondation**

Les espèces et les variétés riches en pépins assurent la fécondation complète. Après que la germination du pollen est réalisé, le stigmate, le germe de pollen se développe dans le stylet et se termine par la fusion des deux gamètes (Anthérozoïde, Oosphère), c'est la phase ultime de la fécondation (Matmati, 2005).

I.4.2.3. Développement des fruits

Les étapes du développement sont: la nouaison, le grossissement et la maturation.

- **La nouaison:** C'est la première étape du développement du fruit juste après la fécondation (Ghelamallah, 2005).

- **Le grossissement** : Etape rapide (Mai-Juin) qui nécessite de l'eau et des éléments nutritifs (N) afin d'obtenir un bon calibre et une bonne qualité du fruit (Matmati, 2005).
- **La maturation** : Cette étape s'effectue pendant la période échelonnée entre Juillet et Septembre, le fruit poursuit son développement en grosseur pour atteindre en Octobre son calibre définitif (Loussert, 1989 ; Praloran, 1971 in Berrighi, 2007).

I.5. Problèmes phytosanitaires des agrumes en Algérie

Les agrumes souffrent de différentes maladies et ravageurs qui peuvent affecter considérablement la récolte en détruisant les fruits et/ou les arbres (Ghelamallah, 2005).

I .5.1.Les ravageurs :

Les arbres et les fruits sont également sensibles à différents types d'insectes dont le plus important est le puceron vert des agrumes « *Aphis spiraecola* » et la mineuse des feuilles des agrumes « *phyllocnistis citrella* » (Ghelamallah, 2005).

I.5.2.Les maladies d'origine cryptogamique

- **La Pourriture sèche racinaire**

C'est une maladie qui est causée par *Fusarium* sp., dont les symptômes sont, une mort brutale des arbres. Un dépérissement unilatéral des arbres. Et une pourriture sèche des racines avec une coloration brune ou marron (ITAFV, 2012).

- **Gommose à *Phytophthora***

Le champignon responsable est localisé à la base des charpentières, il provoque un craquellement de l'écorce avec exsudation de gomme et entraîne un flétrissement annonçant la mort de l'arbre au moyen et à long terme (ITAFV, 2012)

- **Pourridié (*pourriture des racines*)**

A la suite d'une blessure ou sur certaines variétés sensibles, le mycélium de différents champignons peut envahir les racines, provoquant l'arrêt de la circulation de la sève et par suite la mort de l'arbre (ITAFV, 2012).

- **La fumagine.**

Cette maladie est généralement la conséquence d'une forte attaque de cochenille et de puceron, ou d'aleurode. En effet, ces insectes rejettent sur les feuilles et les rameaux, un miellat

sur lequel le champignon responsable de la fumagine (*Capnodium citri*) trouve un milieu favorable à son développement (ITAFV, 2012).

II-Fusariose des agrumes ou pourriture sèches des racines

II-1-Introduction

La pourriture sèche des racines d'agrumes ou "dry root rot" est une maladie qui se manifeste actuellement dans plusieurs pays provoquant, parfois, des dégâts considérables. Elle a été signalée aux Etats-Unis, en Afrique du Sud, en Argentine, au Brésil, et en Grèce (Mathioudi *et al.*, 1987). Selon ces auteurs, cette maladie serait à l'origine de la destruction de plus de 3070 des arbres d'une région agrumicole en Grèce. Plusieurs chercheurs soupçonnent *Fusarium solani* (MarL) Sacc.. Menge (1989) rapporte que, ce champignon est le plus fréquemment isolé du bois infecté des arbres malades.

II-2.Epidemiologie

La maladie se manifeste uniformément dans toutes les catégories du sol. Les dégâts les plus importants sont observés sur des sols lourds, mal drainés et peu profonds. De plus, la maladie est favorisée par l'acidité du sol ainsi que par une fumure ammoniacale excessive et par tout facteur provoquant des blessures au niveau du collet ou des racines (techniques culturales, attaques par les nématodes, *Phytophthora* spp., rongeurs) (Bender *et al.*, 1982).

Pendant les années à pluviosité importante et continue, ou d'années à température estivale élevée, la maladie se répand très vite. Par contre, pendant les années sèches et fraîches on constate une stabilisation de son évolution. On peut distinguer trois périodes pendant lesquelles les symptômes s'extériorisent fortement, à savoir au printemps (pleine floraison), en été (températures élevées) et en automne (début de la maturité des fruits) (Young *et al.*, 1984).

Dans des conditions favorables à la maladie, les porte-greffes les plus couramment utilisés (*Citrus aurantium*, *Poncirus trifoliata* et *citrange Troyer* (*Poncirus trifoliata* x *Citrus sinensis* cv, Washington Navel orange) sont également affectés.

Les arbres exposés à un excès ou un manque d'irrigation deviennent très sensibles à l'infection, surtout les jeunes sujets de moins de 5 ans, ainsi que les arbres en production de 15-25 ans.

La propagation de la maladie d'une partie de la plante à l'autre peut s'effectuer, soit à partir du collet vers les grosses racines et les racinelles, soit en sens inverse (Bender *et al.*, 1982).

II-3. Description de la maladie

Cette affection, décrite la première fois par Fawcett (1936), a été observée en Californie, à Cuba, en Australie, en Italie, au Sud de la Russie et en Rhodésie (Vanderweyen et Serrhini, 1981). On a constaté que certaines espèces de *Fusarium* sont toujours associées à la pourriture sèche des racines (Dry root-rot) (Bender et al., 1982). L'écorce de la racine est désagrégée et le bois au-dessous du collet de l'arbre est attaqué. L'écorce est d'abord molle, puis elle devient dure. Les feuilles se dessèchent plus ou moins rapidement et tombent. Si l'arbre malade est abandonné à lui-même, la mort ne tardera pas à venir.

Les orangers doux aussi bien que les bigaradiers sont atteints. L'espèce *Fusarium solani* (téleomorphe : *Haematonectria haematococca*), est toujours associée à la maladie de la pourriture sèche des agrumes. Toutefois, d'autres espèces telles le *F. oxysporum* et le *F. proliferatum* sont aussi observées dans la rhizosphère et dans les tissus infectés des agrumes (Ghosh et Singh, 1993).

La reproduction asexuée est assurée par la formation de conidies qui sont disséminées passivement (eaux de pluies, outils de taille mal désinfectés, ...). Ce stade est présent dans le sol, il est saprophyte (il se retrouve fréquemment dans les tissus végétaux morts). Ce stade peut former des spores hivernantes ou chlamydospores qui peuvent rester viables pendant des années (Dandurand et Menge, 1992).

II-4. Dégâts

Fusarium solani est un champignon du sol qui provoque selon la plante infestée un dépérissement racinaire, la formation de chancres mous brun foncé à noirs sur les tiges, soit au niveau des nœuds soit au niveau de plaies (Labuschagne et al., 1989). Une section transversale de la tige montre au cœur une tâche noire qui peut s'étendre sur une grande longueur. A des stades avancés, il peut apparaître sur les zones de chancre de minuscules structures orangées ou brun clair: Les périthèces (fructifications du champignon) ou un mycélium blanc (Labuschagne, 1994).

Au niveau des tiges, ces chancres perturbent la circulation de la sève et entraînent le flétrissement des organes touchés ou le flétrissement complet de l'individu.

Cette maladie provoque également un dépérissement unilatéral des arbres, une pourriture sèche des racines avec une coloration brune ou marron et une mort brutale des arbres (Guilli et Chafai, 1995)



Figure n°4 : dépérissement d'un arbre d'agrumes causé par *Fusarium* sp.,(Anonyme 2017).

II-5.Lutte

Fusarium solani est un champignon du sol. Lorsque les plantes sont atteintes, il faut enlever l'intégralité de la plante et de son système racinaire pour ne pas laisser de tissus végétaux contaminés dans le sol et brûler le tout.

Des produits de désinfection des sols peuvent être appliqués mais sans certitudes d'une désinfection totale. Après élimination des plants atteints, il convient de ne pas replanter le même type de plante.

II-6.Agents pathogènes: *Fusarium* sp.

Le genre *Fusarium* inclue des champignons imparfaits appartenant à la classe des Deutéromycètes. Les formes parfaites ou téléomorphes de quelques espèces de *Fusarium* sont connues, et appartiennent à la classe des Ascomycètes (ordre des Hyphocreales, famille des Nectriaceae, genres *Gibberella*, *Calonectria* et *Nectria*). Pour plusieurs espèces de *Fusarium*, le stade parfait n'est pas connu. Le genre comprend près de 40 espèces souvent largement répandues (Nelson et *al.*, 1983).

Sur le plan économique le genre *Fusarium* est très important parce qu'il regroupe beaucoup d'espèces phytopathogènes, susceptibles d'induire des maladies (fusarioses) chez de nombreuses plantes. De plus, beaucoup d'espèces saprophytes sont capables de se développer en tant que pathogènes secondaires sur des tissus végétaux sénescents. Les espèces du genre *Fusarium* peuvent ainsi attaquer les céréales (maïs, blé, orge, avoine), des légumes, les plantes ornementales et beaucoup d'arbres fruitiers tels que les agrumes.

II-6-1. Caractéristiques générale des *Fusarium* sp

La température optimale de croissance des *Fusarium* est comprise entre 22 et 37°C. Sur les milieux de culture, les *Fusarium* forment des colonies duveteuses ou cotonneuses de couleur variable (blanche, crème, jaune, rose, rouge, violette ou lilas) selon les espèces. Le revers peut être crème, rouge à pourpre, lilas ou violet. Les pigments diffusent souvent dans la gélose (Chermette et Bussieras, 1993; Ferry, 2005)

Le principal caractère morphologique des *Fusarium* est la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées (le nom de *Fusarium* vient du latin « fusus » car les spores de ces moisissures sont en forme de fuseau).

Les conidiophores, parfois très ramifiés, forment sur le thalle des coussinets (sporodochies) et portent des masses de spores. Les phialides, plus ou moins allongées, présentent, le plus souvent, un site de bourgeonnement unique (monophialide) situé à l'extrémité d'un col allongé (*F. solani*) ou court et trapu (*F. oxysporum*). Chez d'autres espèces comme *F. proliferatum*, les phialides présentent plusieurs sites de bourgeonnement (polyphialides). Les phialides produisent deux types de conidies :

microconidies – uni- ou bicellulaires, piriformes, fusiformes, cylindriques ou ovoïdes, isolées, solitaires ou groupées, disposées en verticille ou plus rarement en chaînettes (*F. verticilloides*); macroconidies – conidies pluricellulaires à cloisons seulement transversales, souvent groupées en paquets.

Les macroconidies sont fusiformes, souvent courbées, avec une cellule basale pédicellée, formant un sort de talon plus ou moins visible.

Les chlamydospores, sont parfois présentes, en position terminale ou intercalaire (Roquebert, 1998).

II-6-2. Classification

Les *Fusarium* sont les formes asexuées de plusieurs espèces d'Ascomycètes. Leur position systématique est :

Règne.....*Fungi*
Division.....*Ascomycota*
Subdivision.....*Pezizomycotina*
Classe.....*Sordariomycetes*
Sous classes*Hypocreales*
Ordre.....*Nectriaceae*
Genre.....*Fusarium*

Le classement actuel utilisé pour le genre *Fusarium*, dérive de celui de Nelson *et al.* (1983) lesquels regroupent les *Fusarium* dans 15 sections. Ce classement a été corrigé par Burgess *et al.* (1994), puis par d'autres chercheurs grâce à l'utilisation des techniques de biologie moléculaire (Leslie et Summerell, 2006). Ces techniques ont permis notamment de reclasser certaines variétés dans de nouvelles espèces (Carter *et al.*, 2000 ; Aoki et O'Donnel, 1999 ; Benyon *et al.*, 2000) (Tableau).

Tableau n°6 : Nomenclature des sections et espèces de *Fusarium* (Rossman *et al.*, 1999 ; Schroers *et al.*, 2011 ; Grafenhan *et al.*, 2011

Sections selon Wollenweber & Reinking (1935)	Sections actuelles	Principales espèces	Téléomorphes connus
Eupionnotes		<i>F. dimerum</i> , <i>F. merismoides</i>	<i>Nectria</i> *
Macronia	Macronia		<i>Nectria</i> *
Spicarioides	Spicarioides		<i>Albonectria</i>
Submicrocera	Retirée des <i>Fusarium</i>		
Pseudomicrocera	Retirée des <i>Fusarium</i>		
Arachnites	Retirée des <i>Fusarium</i>		
Sporotrichiella	Sporotrichiella	<i>F. poae</i> , <i>F. tricinctum</i> , <i>F. sporotrichioides</i>	Non connu
Roseum	Roseum	<i>F. avenaceum</i>	<i>Gibberella</i>
Arthrosporiella	Arthrosporiella	<i>F. semitectum</i>	Non connu
Gibbosum	Gibbosum	<i>F. equiseti</i> , <i>F. acuminatum</i>	<i>Gibberella</i>
Discolor	Discolor	<i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. sambucinum</i>	<i>Gibberella</i>
Lateritium	Lateritium	<i>F. lateritium</i>	<i>Gibberella</i>
Liseola	Liseola ou complexe G. <i>fujikuroi</i>	<i>F. verticillioides</i> , <i>F. proliferatum</i>	<i>Gibberella</i>
Elegans	Elegans	<i>F. oxysporum</i>	Non connu
Martiella	Martiella - Ventricosum	<i>F. solani</i>	<i>Haematonectria</i>

III-les composés phénoliques

Les polyphénols sont des molécules synthétisées par les végétaux lors du métabolisme secondaire pour se défendre contre les agressions environnementales. Ils sont localisés dans différentes parties des plantes selon l'espèce végétale et le groupe polyphénoliques considérés. Ces composés regroupent une multitude de molécules et représentent l'un des groupes les plus importants présents dans le règne végétal (Dangles et *al.*, 1992).

III-1.les composés phénoliques de défense constitutive

Les systèmes de défense préventifs sont des barrières préformées qui peuvent être de nature physique ou chimique. Les défenses constitutives physiques constituent une barrière mécanique difficile à franchir par les micro-organismes pathogènes. Dans ce cas, la morphologie de la plante limite la progression des pathogènes. La cire, la cutine ainsi que la subérine sont des exemples de composés qui forment des structures physiques qui bloquent la pénétration ou empêchent efficacement la progression des micro-organismes parasites (El Modafar, 2002).

Les barrières chimiques sont généralement des molécules solubles naturellement toxiques vis-à-vis des micro-organismes et des champignons parasites. On appelle phytoanticipines, ces molécules constitutives de faible poids moléculaires qui présentent ce caractère antibactérien ou antifongique (Elmodafar, 2002).

III-2.les composés phénoliques de défense induite

Le terme phytoalexine désigne les métabolites secondaires de faible poids moléculaire formés par la plante suite à une infection et possédant, entre autre, une activité antimicrobienne marquée. Les composés phénoliques de défense induite sont par définition des phytoalexines, cependant toutes les phytoalexines ne sont pas des composés phénoliques. Une grande variété de métabolites secondaires, dont de nombreux alcaloïdes et terpènes, répondent à cette définition. La frontière n'est pas toujours claire et une dualité existe dans la terminologie entre phytoalexine et phytoanticipine. On distingue deux groupes principaux de phytoalexines phénoliques: les stilbènes d'une part et les flavonoïdes d'autre part (El Modafar, 2002).

III-3. Classification des polyphénols

Selon EL Modafar (2002), Les polyphénols possèdent plusieurs groupements phénoliques avec ou sans autres fonctions (alcooliques, carboxyles...). Dans cette famille de molécules, se trouvent de nombreuses substances, qui peuvent se classer selon leur structure en trois groupes principaux:

III-3-1. Les acides phénols

Les acides phénols, ou acides phénoliques, ont une fonction acide et plusieurs fonctions phénols. Ils sont incolores et plutôt rares dans la nature. Ils se divisent en deux catégories : Les acides phénols dérivés de l'acide benzoïque sont très communs, aussi bien sous forme libre que combinée à l'état d'esters ou d'hétérosides (Haslam 1994). Exemple : l'acide gallique qui est un élément principal de la structure des tannins hydrolysables (**Figure 5**).

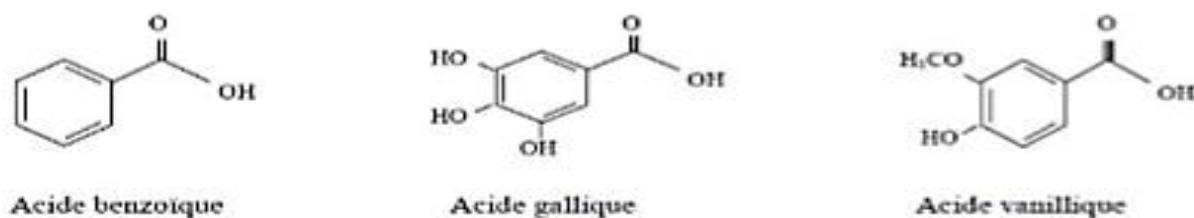


Figure n°5 : exemple de quelques acides phénols (**Bruneton 2009**).

Les acides phénols dérivés de l'acide cinnamique sont souvent estérifiés. Les plus courants sont l'acide cinnamique, l'acide caféïque, l'acide férulique, l'acide p-coumarique et l'acide synaptique (Haslam **1994**).

III-3-2. Les flavonoïdes

L'appellation «flavonoïdes» rassemble une très large gamme de composés polyphénoliques formés par un squelette de base à 15 atomes de carbones. Ces composés représentent le groupe de composés phénoliques le plus diversifié: plus de 4000 flavonoïdes ont déjà été identifiés (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006).

Le terme « flavonoïde » est dû à leur couleur jaune (= flavus en latin) qu'ils engendrent. D'ailleurs, leurs fonctions principales chez les végétaux semblent être attribuées à leur coloration; au-delà de la chlorophylle, des caroténoïdes et des bétalaïnes.

Les flavonoïdes sont présents dans différentes parties des végétaux supérieurs selon le type de l'espèce: racines, tiges, feuilles, fleurs, pollen, fruits, graines, bois...etc (Mukesh, 2005).

III-4- la sauge

D'après la 1ère histoire, une variété de sauge appelait « Chia » était cultivée par les mexicains. Les grecs, les romains et les arabes ont utilisé la sauge comme tonique, et en compresse contre les morsures de serpent. Au 18ème siècle, les feuilles de la sauge ont été roulées comme des cigarettes pour les fumer contre l'asthme, surtout au printemps (Anonyme, 2010).

Salvia officinalis est une plante annuelle et biannuelle (figure 6) d'origine méditerranéenne de la famille des labiées (Djerroumi et Nacef, 2004). Il existe environ 900 espèces identifiées autour du monde (Maksinovic et al., 2007; Longaray et al., 2007). En Algérie les espèces qui ont été déterminées sont dans l'ordre d'une trentaine. Plusieurs appellations ont été données à la sauge. Selon Ibn El Beytar, les andalous la nomment "essalma" qui ajoute qu'elle est appelée " salbia" par les botanistes en Espagne. El djazairi indique l'expression "souek ennebi" comme synonyme de Saleme.

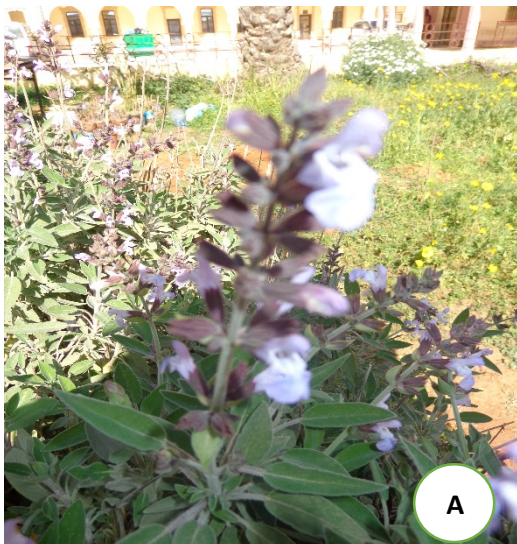


Figure n°6: Aspect générale de la sauge (original 2017).

A: Arbuste de la sauge (fleurs et feuilles).

B : les feuilles de sauge.

III-4-1- Description morphologique

Cette plante vivace à tige ligneuse à la base, forme un buisson dépassant parfois 80cm, rameaux vert-blanchâtre. Les feuilles sont assez grandes, épaisses, vert-blanchâtres, et opposées. Les fleurs bleu-violacé clair en épis terminaux lâches, sont disposées par 3 à 6 en verticilles espacés. Le Calice est campanulé à 5 dents longues et corolle bilabée supérieure en casque et lèvre inférieure trilobée; le fruit est en forme de tétrakènes (Hans, 2007).

2- Classification taxonomique :

La sauge suit la classification suivante

Règne..... *Plantae*
Division..... *Magnoliophyta*
Classe..... *Magnoliopsida*
Ordre..... *Lamiales*
Famille..... *Lamiaceae*
Genre..... *Salvia*
Espèce..... *Salvia officinalis L.*

III-3. Usage traditionnel de la sauge

La sauge est une des plantes les plus utilisées, vu ses propriétés importantes; elle est considérée comme un stimulant pour les gens anémiques, aussi pour les personnes stressées et déprimées, et conseillée pour les étudiants en période d'examen.

Pour usage externe, elle est appliquée en gargarisme contre les inflammations de la bouche, les abcès, et aussi pour le nettoyage et la cicatrisation des plaies (**Djerroumi et Nacef, 2004**).

Les infusions de la sauge sont appliquées pour le traitement de plusieurs maladies de la circulation sanguine et les troubles digestifs ainsi que les problèmes du système nerveux (Radulescu et *al.*, 2004). Cette herbe aromatique est employée dans la cuisine, pour son goût puissant, légèrement amer et camphré (Duling, 2007).

III-4. Les composés phénoliques

Les principales composées phénoliques de la sauge sont rapportées sur le tableau 7

Tableau n°7: les composés phénolique de la sauge.

Polyphénols	Auteurs
<u>Acides phénols</u>	
4-Hydroxybenzoïque acide	WANG et al 2000
3-Methoxy-4-hydroxybenzoïque acide (acide vanillique)	CUVELIER et al 1996
acide férulique	CUVELIER et al 1996
acide rosmarinique	CUVELIER et al 1996; WANG et al 1998
acide salvianolique	ZHANG and Li 1994
cis-p-Coumarique acide 4-(2-apiosyl)glucoside	LU and FOO 2000
trans-p-Coumarique acide 4-(2-piosyl)glucoside	LU and FOO 2000
6-Feruloyl-a-glucose	WANG et al 1998
6-Feruloyl-b-glucose	WANG et al 1998
1-(2,3,4-Trihydroxy-3-methyl)butyl-6 feruloylglucoside	WANG et al 1998
6-Caffeoyl-1-fructosyl-a-glucoside	WANG et al 1998
1-Caffeoyl-6-apiosylglucoside	WANG et al 1998
1-p-Hydroxybenzoyl-6-apiosylglucoside	WANG et al 1998
<u>Les flavonoïdes</u>	
<u>Flavones</u>	
5,7,40-Trihydroxyflavone (apigénine)	SAGDULLAEVA et al 1972; CUVELIER et al 1996
-7-Méthyl ether (genkwanine)	BRIESKORN and BIECHELE 1971; CUVELIER et al 1996
-7,40-Diméthyl ether(acacétine)	CUVELIER et al 1996
5,7,3',4'-Tetrahydroxyflavone (luteoline)	BRIESKORN and BIECHELE 1971
<u>Flavonols</u>	
Quercétine	KENJERIC et al 2008
<u>Flavanones</u>	
5,7,30-Trihydroxy-40-méthoxyflavanone (hespétine)	CUVELIER et al 1996
<u>Flavone glycosides</u>	
Apigénine-7-glucoside (cosmosiine)	MASTEROVA et al 1989
Luteoline-7-glucoside (cinaroside)	WANG et al 1998; LU and FOO 2000
-7-Glucuronide	LU and FOO 2000, LIMA et al 2007

I-Matériel et Méthodes

I-1.Objectif

Notre étude traite deux parties; l'étude de l'effet de quelques facteurs abiotiques sur la croissance mycélienne et la sporulation de deux isolats de *Fusarium* sp.; et l'évaluation in vitro de l'effet de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis*, sur la croissance mycélienne et la sporulation de deux isolats de *Fusarium* sp.

I-2.Matériel fongique

Des arbres de clémentinier présentant des symptômes de dépérissements (figure 7), ont été signalés dans la région de Bouguirat wilaya de Mostaganem (Figure 8). Des échantillons de racines des spécimens atteints ont été ramenés au laboratoire de protection des végétaux de l'université de Mostaganem.



Figure n°7 : Arbres présentant des symptômes de fusariose (Original, 2017).

A : dépérissement unilatéral

B : dépérissement totale



Figure n°8: Zone de prélèvement des échantillons situé dans la région de Bouguirat Mostaganem (Google earth, 2017).

I-2.1. Isolement des isolats

Les racines échantillonnées extériorisaient des nécroses, après les avoir découpé longitudinalement, des brunissements des vaisseaux ont été dévoilé. Après lavage des échantillons à l'eau courante, des fragments sont découpé sur la partie périphérique des taches.

Ces derniers sont traités à l'hypochlorite de sodium à 2° pendant cinq minutes (5mn), suivi de trois rinçages successifs à l'eau distillée stérile (fig). Une fois séchés sur du papier buvard stérile (figure 9), les fragments sont déposés dans les boites de Pétri contenant le milieu P.D.A, à raison de quatre (04) fragments par boite (Saiah, 2004).

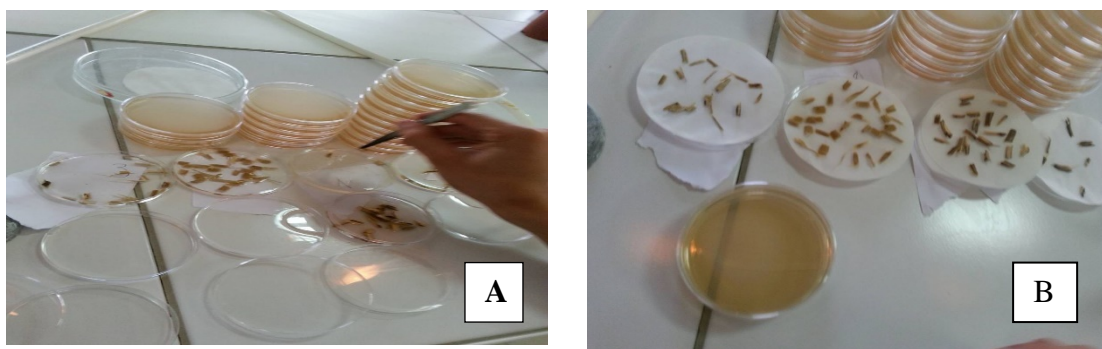


Figure n°9: Etapes d'isolement des champignons à partir des fragments des racines de clémentinier (Original, 2017)

A : Stérilisation et rinçage des fragments à l'eau distillée stérile

B : Séchage des fragments après stérilisation et rinçage.

I-2.2.purification

Après incubation, on observe (figure 9) dans toutes les boites, le développement de deux isolats de champignon de couleur rouge et jaune avec un nombre égal de colonies. Chaque isolat est repiqué individuellement dans de nouvelles boites.

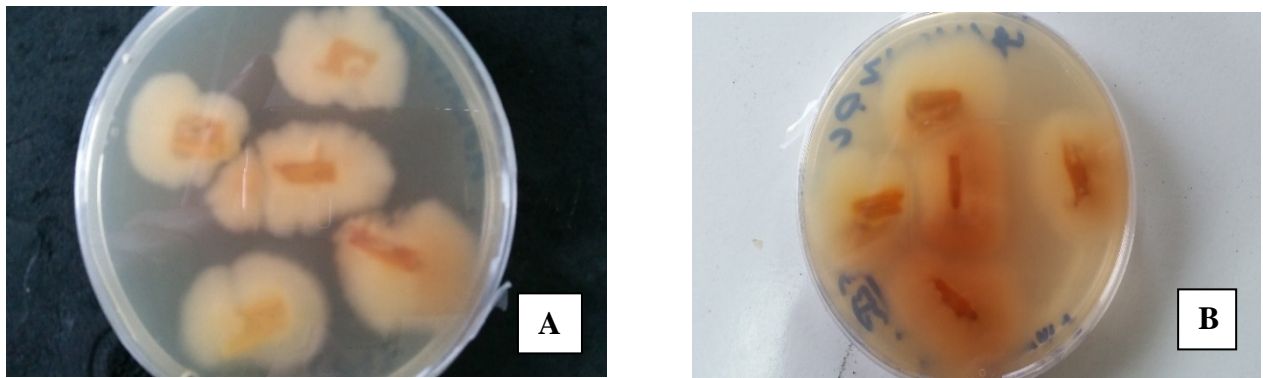


Figure n°10 : Développement de deux isolats de champignons autour des fragments repiquée sur milieu PDA (Original, 2017).

A : Après 3 jours d'incubation

B : Après 5 jours d'incubation

I-2.3. Identification

L'identification repose sur une observation globale intégrant à la fois la morphologie des colonies et l'observation microscopique des spores; elle s'effectue après 8 j de culture. Selon Botton et *al.* (1985), elle fait essentiellement appel aux caractères cultureux et morphologiques tels que:

- Caractères cultureux : vitesse de la croissance apicale ; texture, marge, épaisseur et couleur de la colonie; pigmentation de l'agar, production d'exsudat et odeur des colonies.

- Caractères morphologiques :

- a - Du mycélium : absence ou présence de cloisons, couleur, dimensions, ornementation des parois, mode de ramification.

- b - Des organes différenciés et de leur contenu : forme, couleur, dimensions, texture des parois et ornementations

I-3. Etude de l'influence de quelques facteurs abiotiques sur le comportement « in vitro » de *Fusarium* sp.

I-3.1. Influence de quelques milieux de culture

I-3.1.1. Choix des milieux de culture

Le choix des milieux de culture pour tout parasite dépend de ses exigences nutritionnelles (Rappily, 1969). Nous avons testé les deux isolats de *Fusarium* sp. sur différents milieux, afin de déterminer le milieu nutritif le plus favorable en estimant la croissance mycélienne et la sporulation sur chaque milieu. Quatre milieux sont retenus: P.D.A, P.E.A, Malt et Gzapeck. Les compositions respectives de ces milieux sont présentées en annexe 2.

I-3.1.2. Méthode

Après stérilisation et répartition des milieux dans des boîtes de Pétri à raison de 15ml par boîte, l'ensemencement se réalise avec des explants de 5 mm de diamètre, prélevés de la périphérie d'une culture âgée de 7 jours, à l'aide d'un emporte-pièce stérile. Ces explants sont déposés au centre de la boîte de Pétri. Trois répétitions sont retenues pour chaque isolat et chaque milieu.

Les 24 boîtes sont déposées à l'obscurité dans l'incubateur à 25°C. L'expérience s'achève lorsque l'une des boîtes est complètement recouverte. Des observations sur les caractères cultureux sont effectuées parallèlement aux mensurations.

Pour l'estimation de la croissance mycélienne, la technique employée est celle décrite par (Brewer 1960) et Leach (1962) in Loubelo (1992), qui consiste à mesurer la croissance linéaire et diamétrale des colonies en les appliquant à la formule suivante :

$$\text{Ou} \quad : L = \frac{D-d}{2}$$

L : croissance mycélienne

D : diamètre de la colonie

d : diamètre de l'explant

Afin d'établir la vitesse de croissance en fonction du temps, des mesures journalières du diamètre de la colonie sont effectuées (Rappily, 1969).

Alors que la sporulation est estimée par la méthode décrite par Kaiser (1972) in Saiah (1996) qui consiste à broyer et macérer dans 10 ml d'eau distillée stérile, une culture âgée de 24 jours. Après agitation et filtration sur mousseline fine stérile, afin de retenir des fragments mycéliens, la numération des spores se fait à l'aide de la cellule Mallassez.

I-3.2. Influence de la lumière et de l'obscurité

L'étude de l'effet de la lumière et de l'obscurité et l'alternance sur la croissance mycélienne, consiste à préparer le milieu Gzapeck et procéder de la même manière que pour le test des milieux a fin de dispose de 18 boites de pétriensemencées donc 9 boites pour chaque isolat. 3 d'entre elle sont placées à la lumière continue, 3 boites sont couvertes par du papier aluminium et les 3 dernière sont mise en alternance, les mesures de croissance mycélienne ont été prises journalièrement. Le test s'achève lorsque l'une de c'est boites sera recouverte de mycélium (Saiah, 2004).

I-3.3. Influence de la température

Pour l'étude de l'influence de la température sur le développement de nos isolats, on a retenu le milieu Gzapeck, qui a assuré la meilleure croissance mycélienne et une sporulation abondante. La gamme de températures étudiées est, 20°C, 22°C, 25°C, 30°C, 35°C, et 40°C. Les étapes de l'estimation de la croissance mycélienne et la sporulation sont identiques à celle employées dans le test des milieux de culture (Saiah, 1996).

I-3.4. Influence du pH

Dans le but d'apprécier l'influence du pH sur la croissance mycélienne et la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp., nous avons essayé trois pH acide, neutre et basique (4.5, 7, 9.25) selon la méthode décrite par Soloman (1951) in Loubelo (1992). Pour cela on a préparé le milieu Gzapeck qu'on a réparti dans des erlenmeyers de 100ml, où on a ajouté des quantités de HCl (4 N) et NaOH (4 N). Pour obtenir les valeurs de pH correspondant, chaque pH obtenu est contrôlé à l'aide d'un pH mètre pour une éventuelle correction. Après autoclavage des milieux tamponnés, on a suivi les mêmes étapes pour l'évaluation de la croissance mycélienne et la sporulation que celle du test des milieux de culture (Saiah, 1996).

I-4. Evaluation de l'activité antifongique de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis* vis-à-vis de *Fusarium* sp.

I-4.1. Matériel végétal

Les feuilles de sauge (*Salvia officinalis*) constituent le matériel végétal utilisé comme source de composées phénoliques, utilisé pour évaluer un éventuel effet inhibiteur de la croissance mycélienne et sporulation de *Fusarium* sp. "in vitro". Ces dernières sont prélevées à partir d'un arbuste se trouvant au niveau du jardin du site 3 (ex ITA) de l'université de Mostaganem; elles sont séchées à l'ombre pendant 15 jours.

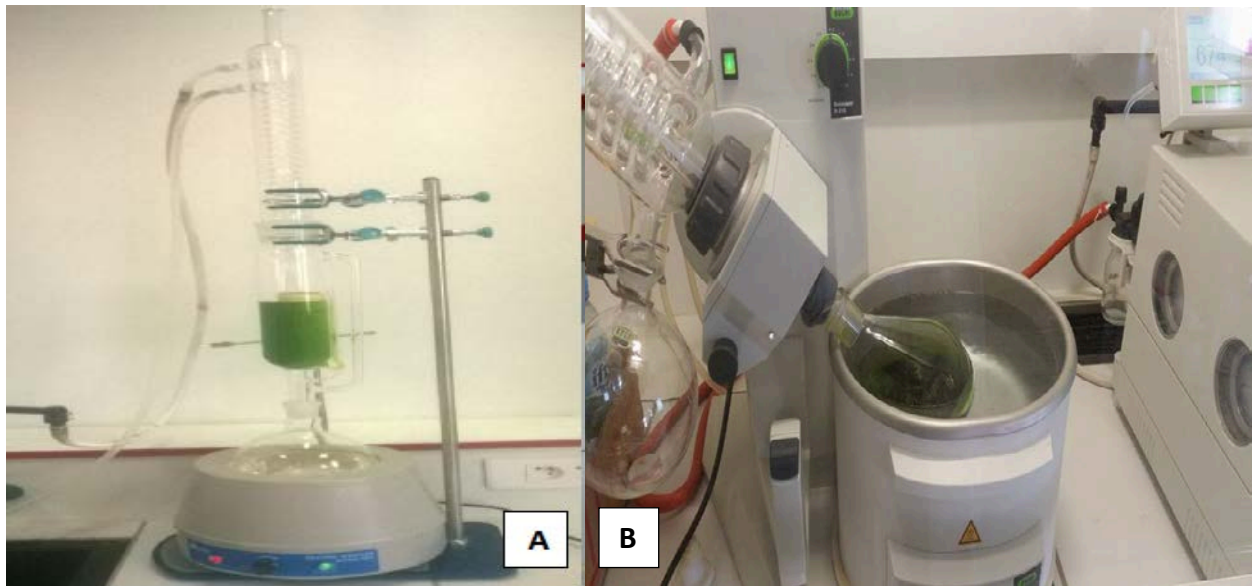


Figure n°11: Dispositifs d'extraction (Original, 2017).

A : Montage Soxhlet

B : Montage rotavapeur



Figure n°12 : poudre et feuilles séchées de la sauge. (Original, 2017)

I-4.2. Procédés d'extraction

I-4.2.1. Extraction par le dispositif Soxhlet

L'extraction des composés phénoliques est réalisée en utilisant le dispositif Soxhlet comme le montre la figure 11 (A), un échantillon de 40g (figure 12) de poudre sèche est placé dans un récipient contenant 40 ml d'éther de pétrole, et laissé sous agitation à la température ambiante. Le mélange est ensuite transféré dans une cartouche en papier filtre épais pour enfin être placées dans le réservoir de l'extracteur soxhlet. Au cours du premier cycle d'extraction le solvant (600 ml de méthanol) contenant la matière à extraire retourne dans le ballon par déversements à travers le siphon situé dans le coude latéral. Après plusieurs cycles successifs d'extraction en continu, l'extrait récupéré est concentré par évaporation à sec à une

température de 40°C à l'aide d'un rotavapeur voir figure 11 (B), le résidu récupéré est solubilisé dans de l'acétone dilué à 60% à raison de 1/10 (Jordan et *al.*, 2009), est conservé à l'obscurité à 4°C.

I-4.2.2. Préparation des dilutions des composés phénoliques

L'extrait est solubilisé dans des volumes variables d'eau distillée stérile en vue d'obtenir un mélange homogène à différentes concentrations (0% (témoin), 10%, 25%, 50%, 75% et 100% et acétone comme témoin positif) voir la figure 13.

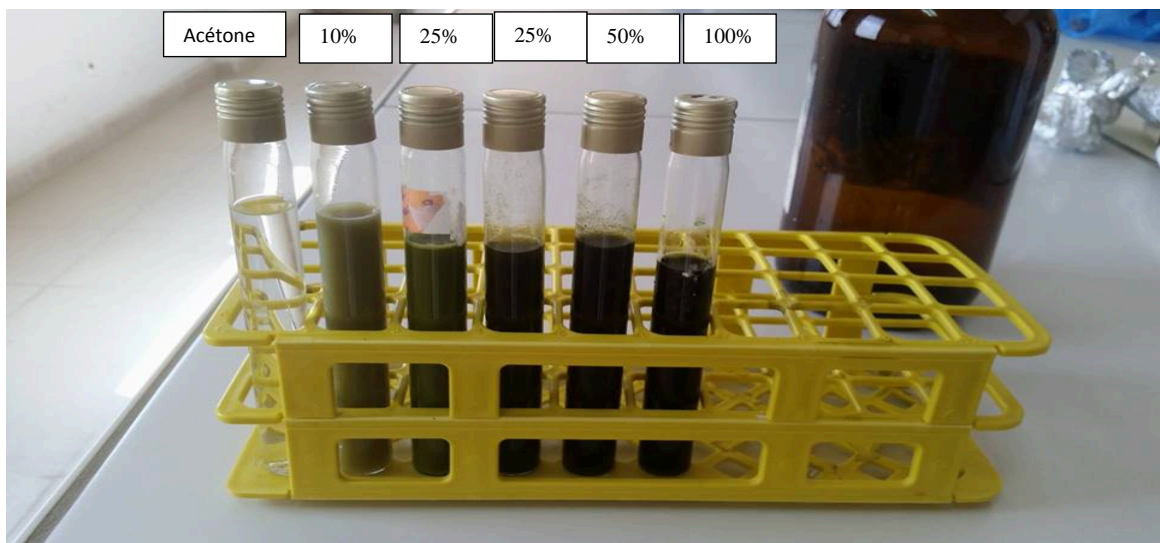


Figure n°13 : Les dilutions du composé phénolique (Original, 2017).

I-4.3. Conduite de l'essai de l'évaluation de l'activité antifongique "in vitro" de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis* vis-à-vis de *Fusarium* sp.

1.5 ml de chaque dilution de l'extrait méthanoïque est ajouté aseptiquement à 13.5 ml de milieu de culture Gzapeck. Après solidification, chaque boîte est inoculée à l'aide d'un disque mycélien de 5 mm de diamètre provenant du front de croissance des cultures âgés d'une semaine. Les boîtes sont incubées à 30°C, trois répétitions sont retenues pour chaque concentration.

L'estimation de la croissance mycélienne est identique à celle utilisé pour étudier l'effet des facteurs abiotiques sur le comportement in vitro des isolats de *Fusarium* sp.

L'évaluation du taux d'inhibition de la croissance mycélienne est obtenus à partir de la formule de Doumbouya et *al.*, (2012).

$$Ti \% = [(DT - D) / DT] \times 100 \text{ Où :}$$

Ti % : taux d'inhibition de la croissance mycélienne

DT : diamètre moyenne de la croissance mycélienne du champignon (en cm) dans la boîte Pétri sans extrait (témoin)

D : diamètre moyenne de la croissance mycélienne du champignon dans la boîte pétri qui contient la dilution préparée

La sporulation est estimée selon la méthode décrite par Kaiser (1972) in Saiah (1994) qui consiste à broyer et à macérer dans 10 ml d'eau distillée stérile, une culture le dernier jour du test de l'évaluation de la croissance mycélienne. Après agitation et filtration sur mousseline fine stérile, afin de retenir les fragments mycéliens, la numération des spores se fait à l'aide d'une cellule de Mallassez.

Le pourcentage d'inhibition de la sporulation (PIs%) par rapport au témoin, est calculé comme suit :

$$PIs\% = [(N0 - NC) / N0] \times 100 \text{ Où :}$$

PIs% : pourcentage d'inhibition de la sporulation (%).

N0 : nombre de spores estimées chez le témoin.

NC : nombre de spores estimées en présence de l'extrait

I-5. Analyse statistique

Le traitement de toutes les données "*in vitro*" a été réalisé à l'aide de Microsoft Office Excel pour le classement des données brutes et pour l'élaboration des graphes. L'analyse de variance et la comparaison des moyennes (test de Newman-Keuls) ont été effectuées par l'utilisation du logiciel Stat box version 6.4.

II-Résultats et interprétations

II-1.Caractère morphologique des deux isolats de *Fusarium*

II-1.1. Etude de l'aspect macroscopique

II-1.1.1.L'isolat *Fusarium* sp 1

Après 3 jours de culture sur milieu P.D.A, l'isolat *Fusarium* sp 1, présente un mycélium blanc et dense plus ou moins cotonneux. Après 6 à 7 jours cet isolat se pigmente en rouge claire. Cette couleur s'intensifie pour devenir rouge brique après 10 jours.

II-1.1.2.L'isolat *Fusarium* sp 2

Après 3 jours de culture sur milieu P.D.A, cet isolat présente un mycélium blanc et dense plus ou moins cotonneux après 5 à 6 jours on observe une pigmentation jaune, qui devient après 8 jours, de couleur jaune foncé sur les coté de la boîte et orange avec un aspect poudreux au centre.

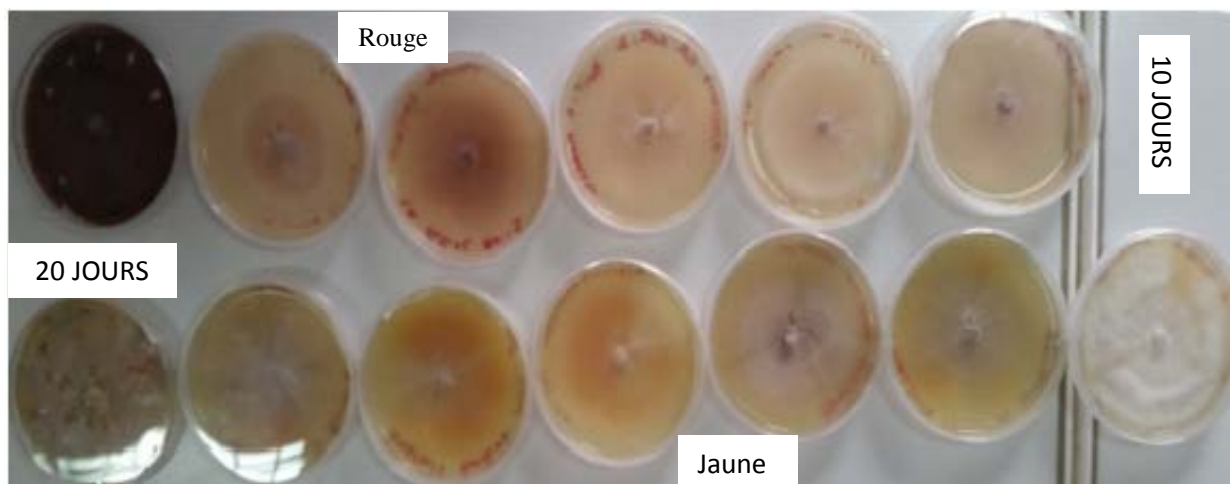


Figure n°14 : Aspect macroscopique des deux isolats de *Fusarium* sp cultivé sur milieu P.D.A.

II-1.2. Etude de l'aspect microscopique

II-1.2.1.L'isolat *Fusarium* sp1

Microconidies elliptiques a ovales, abondantes (Tivolo, 1988; Bouhot et al., 1972) hyalines uni a bicellulaires, elles sont de tailles comprises entre 4.5-5.5 μm x 1.5-2.5 μm (TIVOLI, 1988). Macroconides en forme de arque pas de cloison et pas de fausse tête dans leur extrémité.

II-1.2.2.L'isolat *Fusarium* sp2

Ce champignon possède uniquement des macroconidies en forme arquée et allongées, pas de cloison mais avec de fausse tête.

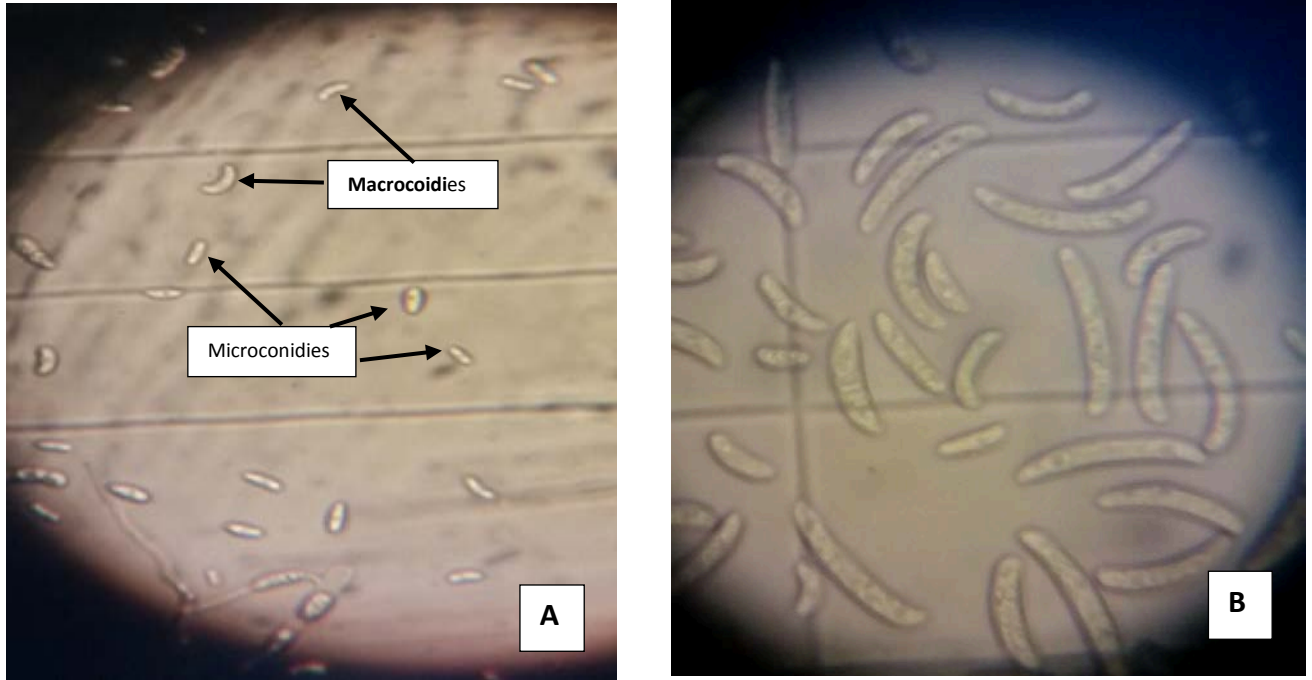


Figure n°15 : Aspects microscopiques des conidies deux isolats de *Fusarium* sp.

A: *Fusarium* sp1 x 10

B: *Fusarium* sp2 x 40

II-2. Influence de quelques facteurs abiotique sur le comportement in vitro de *Fusarium* sp.

II-2.1. Influence des milieux de culture sur la croissance mycélienne et la sporulation de *Fusarium* sp.

Les résultats du test des milieux de cultures sont représentés sur les Figures 16 et 17, L'analyse de variance ($p < 0.05$) des résultats a montré que la croissance mycélienne diffère significativement entre les deux isolats et d'un milieu de culture à l'autre (voir l'annexe 5).

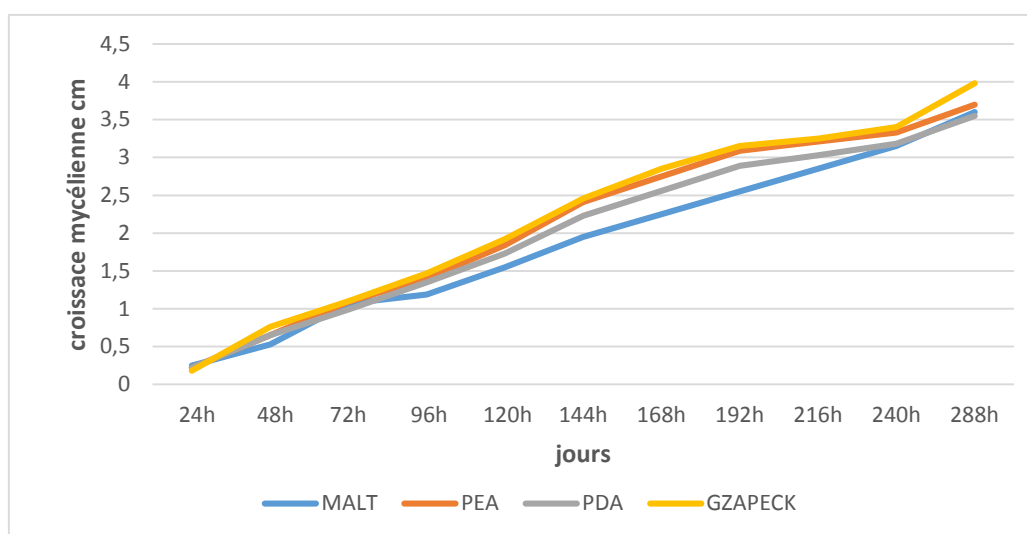


Figure n°16: Influence des différents milieux de culture sur la croissance mycélienne de l'isolat de *Fusarium* sp1.

La Figure16, représente la croissance mycélienne de *Fusarium* sp.1 cultivé sur quatre milieux de cultures différents. De première abord on remarque qu'il n'ya pas une grande différence entre les croissances de l'isolat *Fusarium* sp1 sur les quatre milieux. Néanmoins le milieu le plus favorable des quatre est le milieu Gzapeck, suivie de près par le milieu P.E.A ensuite vient les milieux P.D.A et Malt, ces derniers présentent la croissance mycélienne la moins importante.

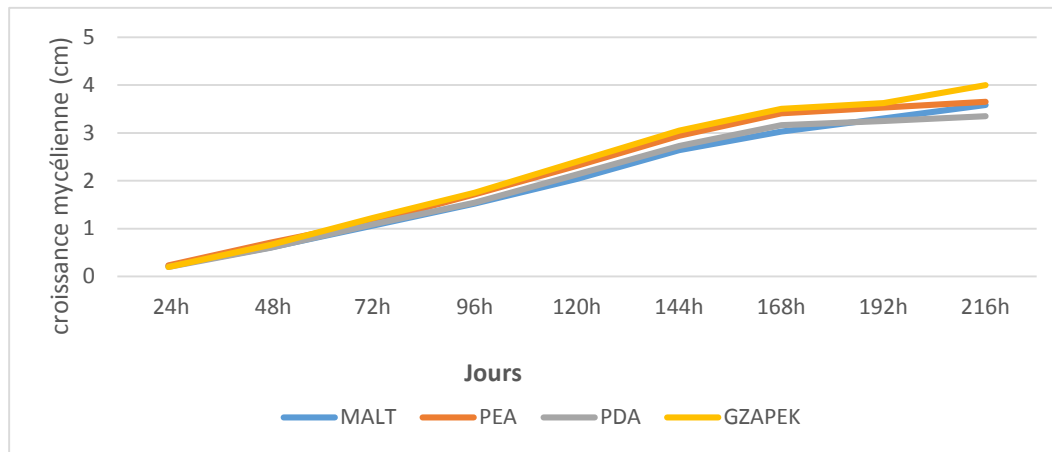


Figure n°17 : Influence des différents milieux de culture sur la croissance mycélienne de l'isolat de *Fusarium* sp2.

L'isolat *Fusarium* sp2 est influencé presque de la même manière par les différents milieux. Le milieu Gzapeck reste pour cet isolat, le milieu le plus favorable, alors que P.D.A et Malt représentent les milieux les moins favorables.

Pour les caractères morphologiques notés sur les figures 18 et 19, nous avons constaté une diversité de pigmentation d'un milieu à l'autre. Les colonies du *Fusarium* sp., sont caractérisées par un mycélium aérien blanc plus développé dans la partie proche de l'explant qu'au niveau de la zone frontale de la colonie.

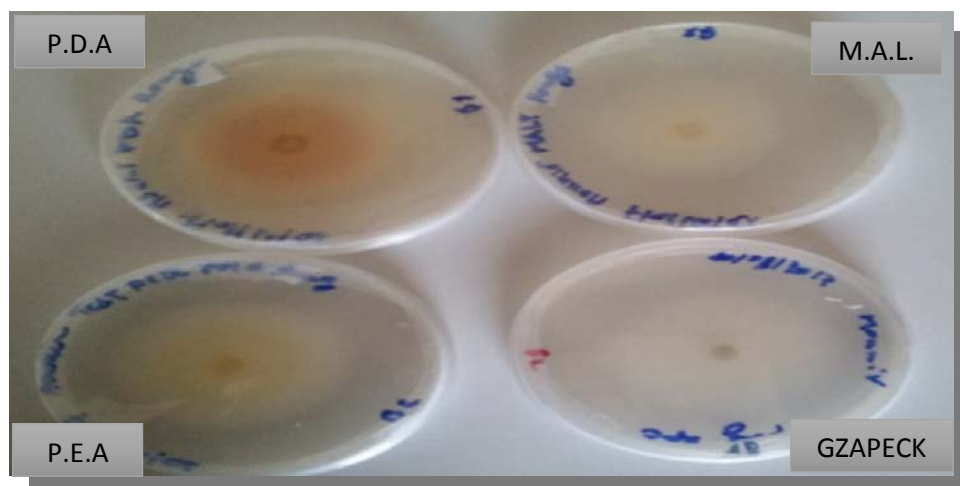


Figure n°18 : Aspect macroscopique de *Fusarium* sp1 sur quatre différents milieux.

La Figure 18, montre l'aspect macroscopique de *Fusarium* sp1. On remarque que l'aspect des colonies diffère d'un milieu à l'autre, la pigmentation du mycélium pendant les premiers jours au contact du milieu est blanche, puis se pigmente d'une façon diffuse. En effet, nous avons remarqué que dans la zone centrale sur milieu Gzapeck la couleur est hyaline mais après 20 jours la pigmentation tire vers le vert. Sur P.D.A, la couleur devient rouge brique. Sur le milieu P.E.A la couleur devient jaune alors que sur le milieu Malt la couleur est jaune foncé.

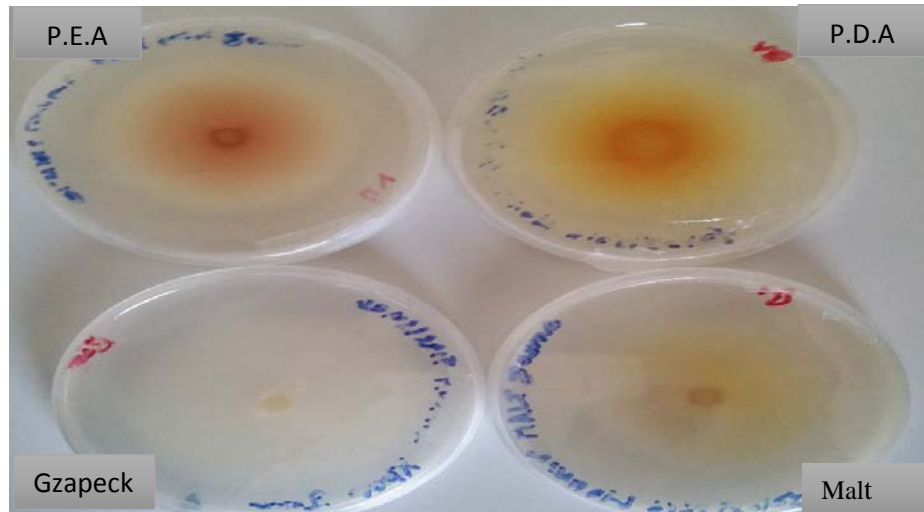


Figure n°19: Aspect macroscopique de *Fusarium* sp2 sur quatre différents milieux.

La Figure 19 montre l'aspect macroscopique de *Fusarium* sp.2. Tout comme pour le premier isolat on remarque que la couleur des colonies change d'un milieu à l'autre. La pigmentation du mycélium pendant les premiers jours au contact du milieu est blanche. Après quelques jours on remarque que sur le milieu Gzapeck la couleur reste hyaline, sur P.D.A la couleur devient jaune plus ou moins orange au milieu de la boîte, sur P.E.A la couleur est rouge. Alors que sur le milieu Malt la couleur se transforme au brun.

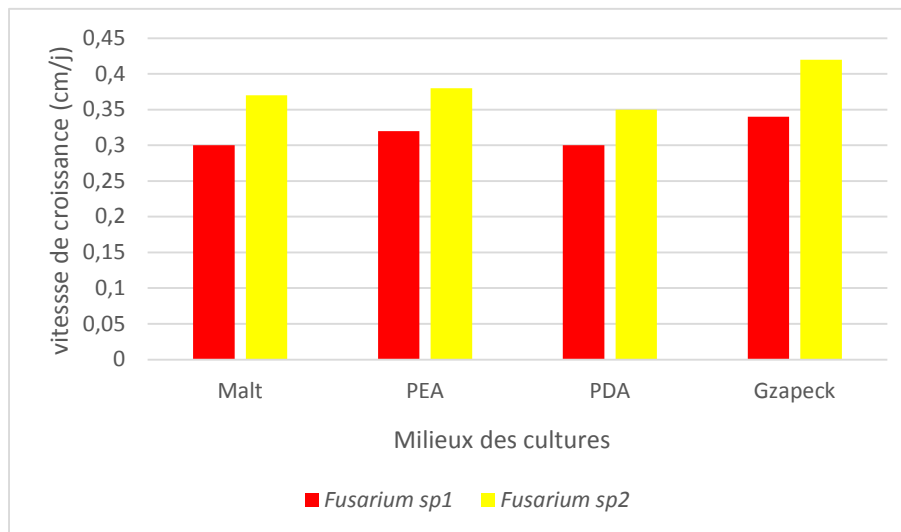


Figure n°20: la vitesse de croissance (cm/j) des deux isolats de *Fusarium sp.* cultivés sur différents milieux.

La Figure 20 illustre la vitesse de croissance des deux isolats cultivés sur les quatre différents milieux de culture. Les résultats, ont montré que le milieu Gzapeck a permis la croissance la plus rapide avec 0.34 cm/jour pour *Fusarium sp1* et 0.42 cm/jour pour *Fusarium sp2*. Sur le milieu P.E.A la vitesse de croissance a diminué pour atteindre 0.32 cm/jour pour *Fusarium sp.1* et 0.35 cm/jour pour *Fusarium sp.2*. À l’opposé, on retrouve les milieux P.D.A et Malt où la vitesse de croissance des deux isolats était plus lente. En effet nous avons enregistré 0.3cm/jour pour *Fusarium sp1* sur les deux milieux. Alors que *Fusarium sp.2* n’a pas dépassé 0.35 cm/jour sur P.D.A et 0.37cm/j sur Malt

Discussion

D’après les résultats obtenus, on remarque que les milieux qui ont présenté la vitesse de croissance la plus importante sont les milieux Gzapeck et P.E.A. Ces résultats s’accordent avec ceux de Rappily (1969) et Messiaen et *al.*, (1991), qui énoncent que Gzapeck est sélectif pour l’isolement de *Fusarium*, il explique ceci, par le fait que ce milieu est peu nutritif (ne contenant pas une source importante de carbone). Messiaen et *al.*, (1991), notent également que les champignons phytopathogènes redoutent les sucres simples, comme le glucose, ce qui explique peut-être le fait que la croissance mycélienne était moins importante sur le milieu P.D.A qui renferme 2 % de glucose.

En examinant la composition des milieux et d’après les résultats obtenus, on remarque que les *Fusarium sp.*, préfèrent notamment la source d’azote par rapport à la source de

carbone, en effet, le milieu Gzapeck renferme une source importante d'azote sous forme de nitrates, ce qui corroborent les résultats de Walker (1961) qui rapporte qu'un amendement riche en azote, augmente le risque de l'infection par la fusariose vasculaire.

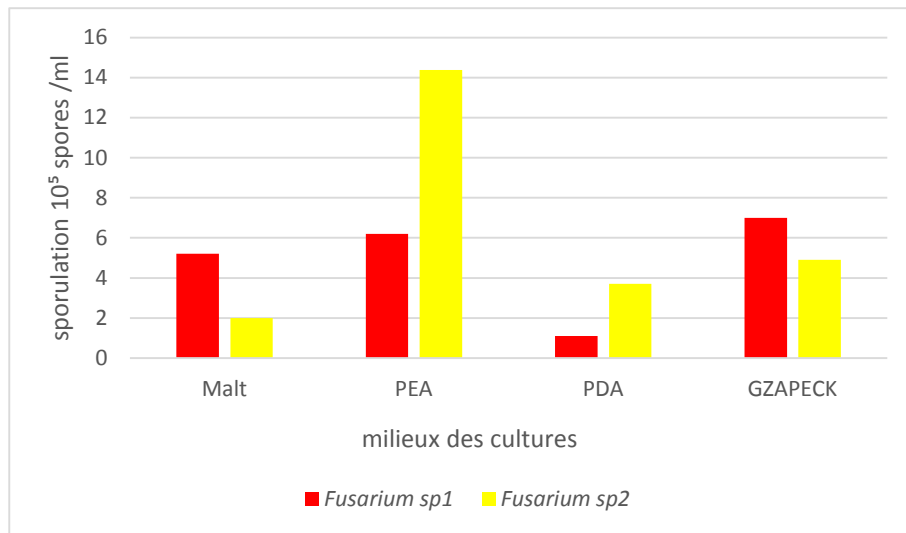


Figure n°21: Influence des milieux de cultures sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium sp.*

La Figure 21, représente la sporulation des deux isolats de *Fusarium sp.* sur les différents milieux de cultures. D'après les résultats obtenus on remarque que pour *Fusarium sp2*, la sporulation est plus abondante sur le milieu P.E.A. avec 14.38×10^5 . Alors que le milieu Gzapeck a assuré une sporulation moins importante. Pour *Fusarium sp1*, c'est le milieu Gzapeck qui a assuré la meilleure sporulation. En comparant les deux isolats, on note que c'est le *Fusarium sp2* qui a le plus sporulé.

II.2.2. Influence de la lumière et de l'obscurité

La Figure 22, illustre le développement de la croissance mycélienne dans le temps de *Fusarium sp.1* sous l'effet de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance. Les résultats obtenus montrent que cet isolat préfère la lumière aux deux autres modalités.

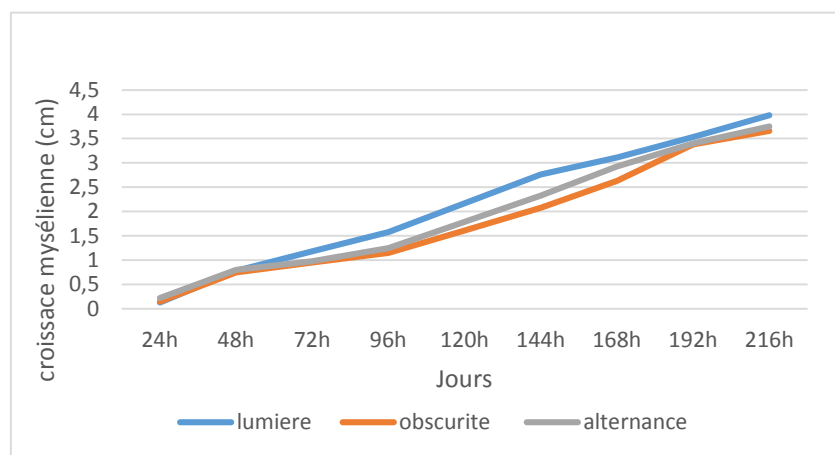


Figure n°22: influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1.

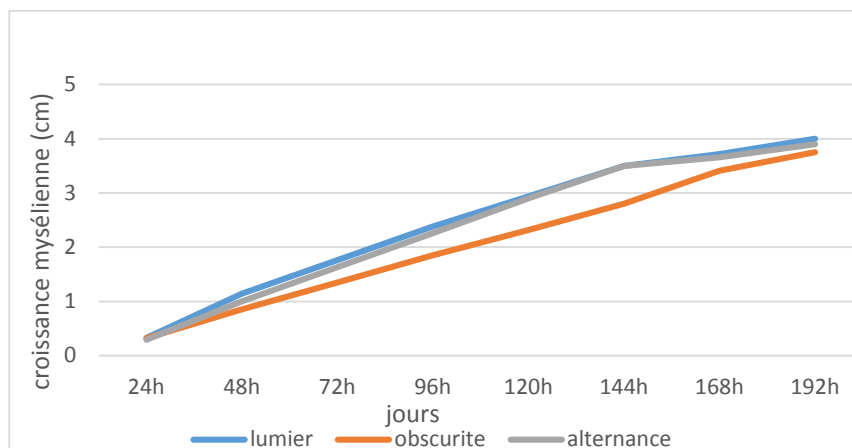


Figure n°23 : influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2.

La Figure 23, représente la croissance mycélienne dans le temps de *Fusarium* sp2, il en ressort que cet isolat se développe de la même manière en lumière ou sous l'effet de l'alternance. Sa croissance mycélienne est moins favorisée par l'obscurité.

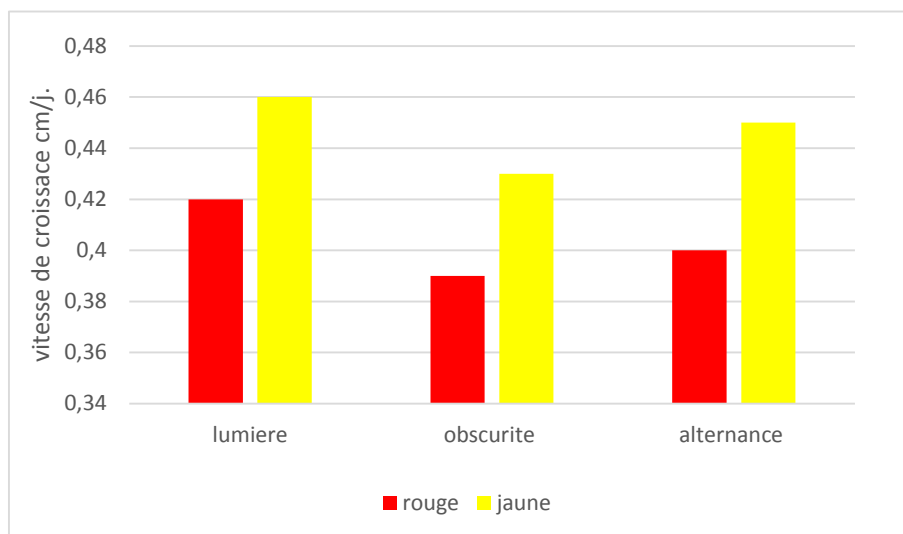


Figure n°24 : influence de la lumière, de l'obscurité et de leur alternance sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium sp.*

La Figure 24 représente la vitesse de croissance mycélienne par jour des deux isolats de *Fusarium sp.*, elle démontre que la croissance de *Fusarium sp2* est plus rapide que l'autre isolat. D'autre part, on remarque que d'une manière générale, la vitesse de croissance est beaucoup plus favorisée par la lumière. La vitesse de croissance à l'obscurité est la moins rapide

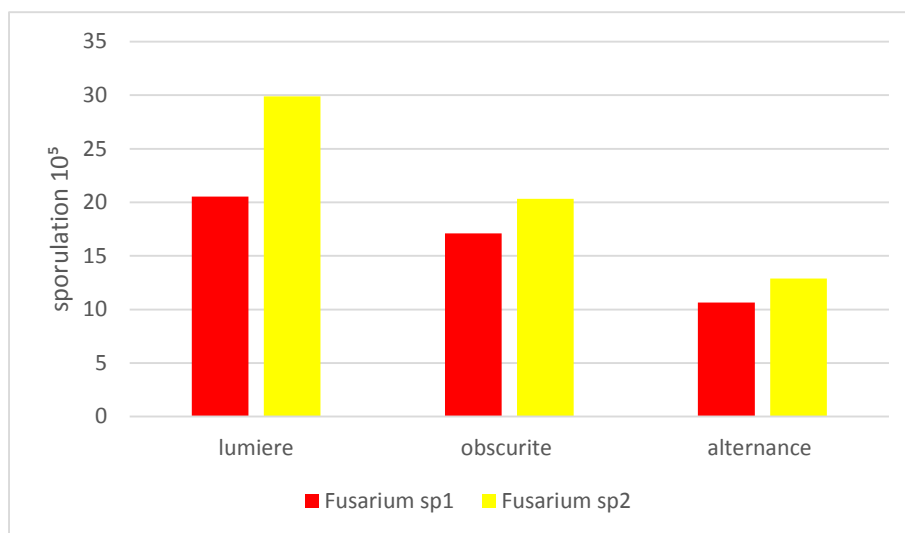


Figure n°25: influence de la lumière, l'obscurité et de leur alternance sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium sp.*

La Figure 25, représente la sporulation des deux isolats de *Fusarium sp.*, elle dévoile que ces derniers sporulent mieux en lumière, un peu moins à l'obscurité. Mais en alternant les deux, la sporulation devient très faible.

Discussion :

Selon Leach et Currence (1938) in Loubelo (1992), la lumière peut avoir un rôle sur la croissance mycélienne et la sporulation des champignons. Suite aux résultats de ce test on a remarqué que la lumière favorise légèrement la croissance mycélienne et la sporulation, par rapport à l'obscurité, c'est ce qui a été noté par Leach et Currence (1938) in Loubelo (1991).

De même Bouhot et, *al.* (1972) ont rapporté que la lumière peut avoir un rôle important sur la croissance mycélienne et la sporulation des *Fusarium sp.*

II-2.3. Influence de la température :

Les résultats du test de l'influence de différents étages de températures, sont représentés sur les Figures 26 et 27, L'analyse de variance ($p < 0.05$) de l'ensemble des résultats a montré une différence signification d'une température à l'autre et d'un isolat à l'autre (voir l'annexe 4).

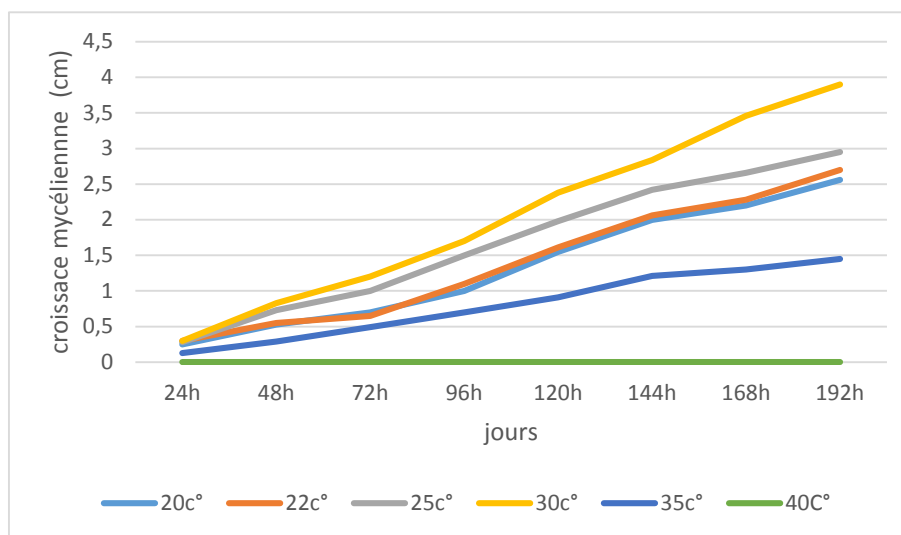


Figure n°26 : Influence de différentes températures sur la croissance mycélienne(cm) de *Fusarium sp1*

La Figure 26, illustre, le développement de la croissance mycélienne par jour de *Fusarium sp1*, on remarque que l'optimum de croissance mycélienne est enregistré à 30°C. Ensuite on retrouve la température de 25°C qui a assuré, elle aussi une croissance importante. Puis on retrouve les températures 22°C et 20°C qui ont assuré la même croissance. à 35°C la croissance s'affaiblie pour s'annuler à 40°C.

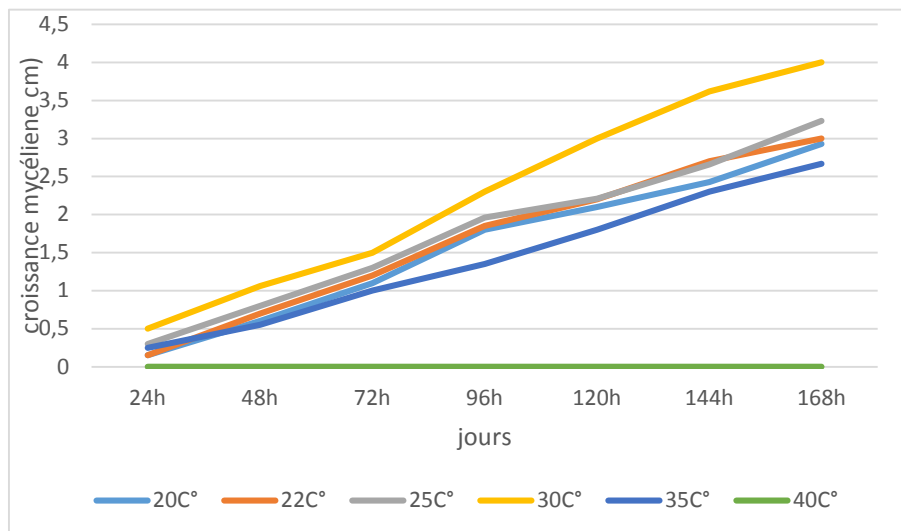


Figure n°27: Influence des températures sur la croissance mycélienne (cm/j) de *Fusarium* sp.2.

La Figure 27, représente la croissance mycélienne dans le temps de *Fusarium* sp2., on remarque qu'à l'instar de l'isolat précédent, l'optimum de croissance mycélienne est enregistré à 30°C, ensuite on retrouve la température de 25°C suivie par 22°C et 20°C. 35°C, représente la température la moins favorable à la croissance. Alors qu' 40°C est la température limitant la croissance mycélienne. Ce test a duré 7 jours.

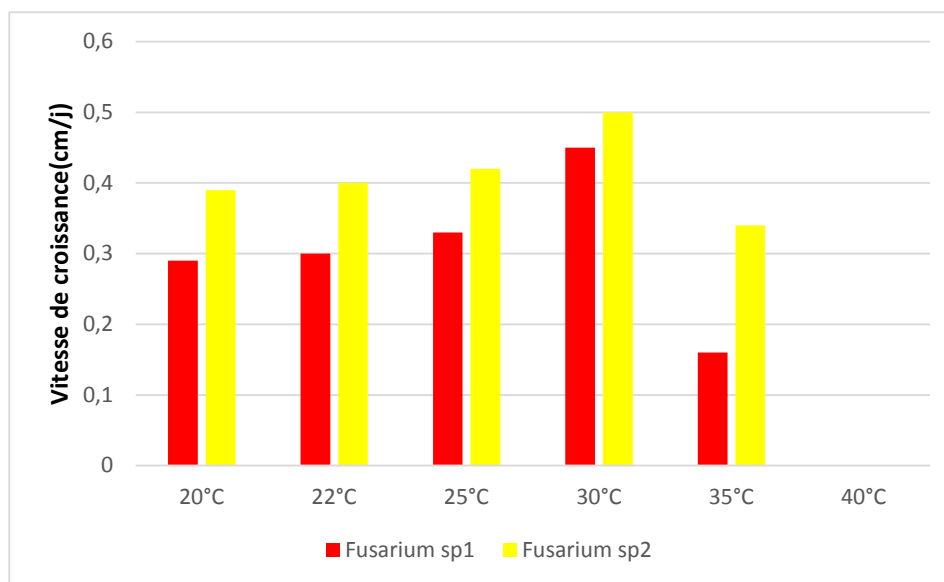


Figure n°28: influence de la température sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium* sp

L'analyse de variance ($p < 0.05$) de la vitesse de croissance a montré une signification d'une température à une autre et d'un isolat à l'autre, la Figure 28, représente la vitesse de

croissance des deux isolats de *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp.2. Il en ressort que la vitesse de croissance de *Fusarium* sp.2, est plus rapide avec un optimum de 0.5 cm par jour contre 0.45 cm *Fusarium* sp.1.

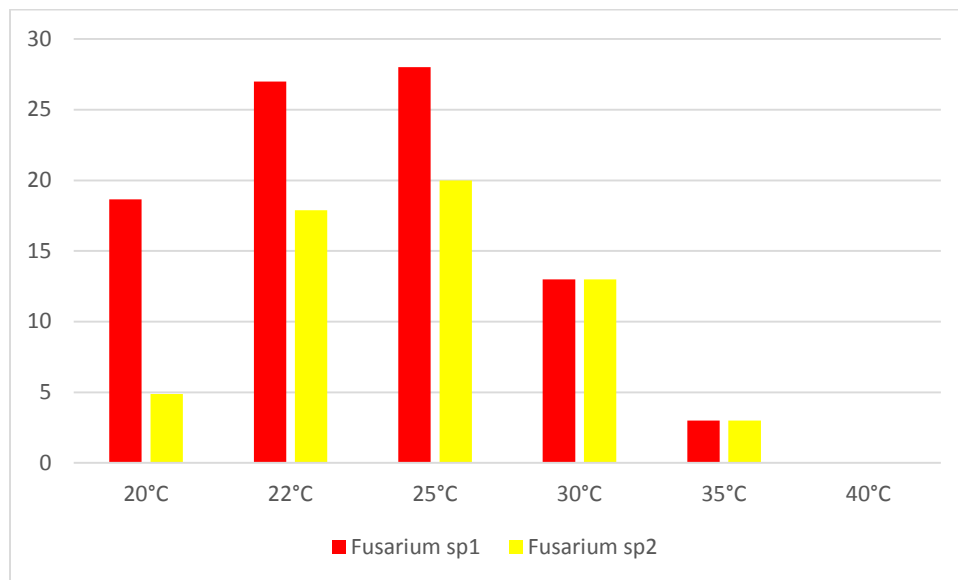


Figure n°29 : Influence des températures sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp.

Dans ce test de sporulation, l'analyse de variance ($p < 0.05$) des résultats obtenus montre une différence significative d'une température à une autre (Figure 29). L'optimum de sporulation pour les deux isolats est enregistré à la température 25°C, avec 28×10^5 spores/ml pour *Fusarium* sp.1 et 20×10^5 spores /ml pour le *Fusarium* sp.2.

Ce dernier à bien sporuler entre 22°C et 25°C, alors que *Fusarium* sp.1 a mieux sporulé dans l'intervalle entre 20°C et 25°C. Les autre températures non pas assuré une bonne sporulation.

Discussion:

Selon Walker(1961) les *Fusarium* sp. sont influencés par les températures, pour cela on a choisis de comparer l'effet des basses, moyennes, et hautes températures sur le développement "in vitro" de nos isolats.

D'après (Molot et Mas, 1975 ; Messiaen et *al.*, 1991), l'optimum de croissance des *Fusarium* se situe au alentours de 25°C, mais nos deux isolats, préfèrent la température de 30°C pour croître et 25°C pour sporuler.

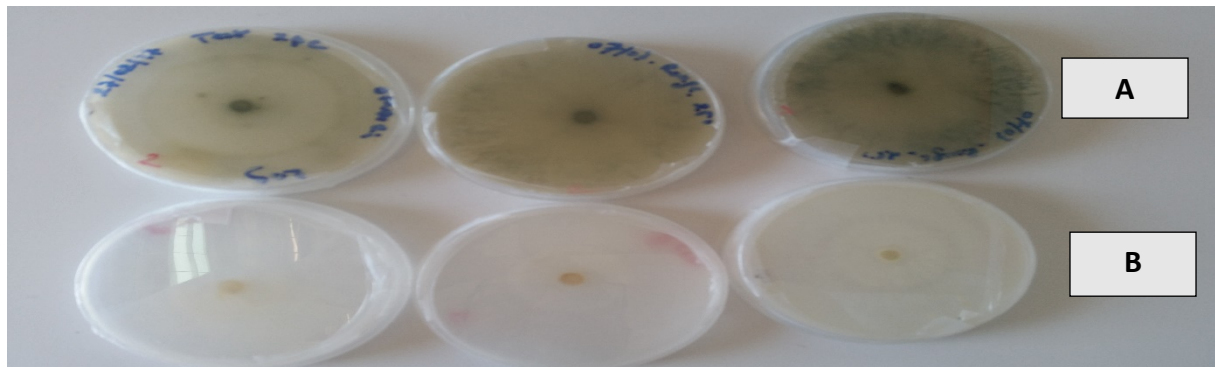


Figure n°30: Aspects des deux isolats de *Fusarium* sp. , après 20 jours d'incubation sur milieu Gzapeck .

A: *Fusarium* sp1
B: *Fusarium* sp2

II.2.4. Influence de pH

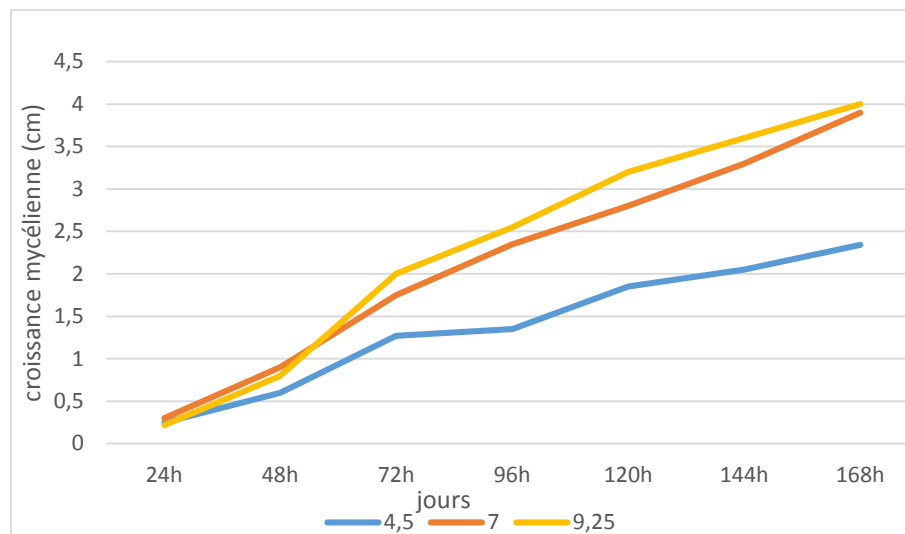


Figure n°31 : Influence du pH sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1.

La Figure 30, expose le développement de la croissance mycélienne de *Fusarium* sp.1 dans trois niveau de pH, acide, neutre et basique, on remarque, que ces isolat se développent bien aux pH basique et neutre. Par contre le pH acide leur est défavorable puisqu'on y a enregistré une faible croissance mycélienne pour les deux isolats étudiés.

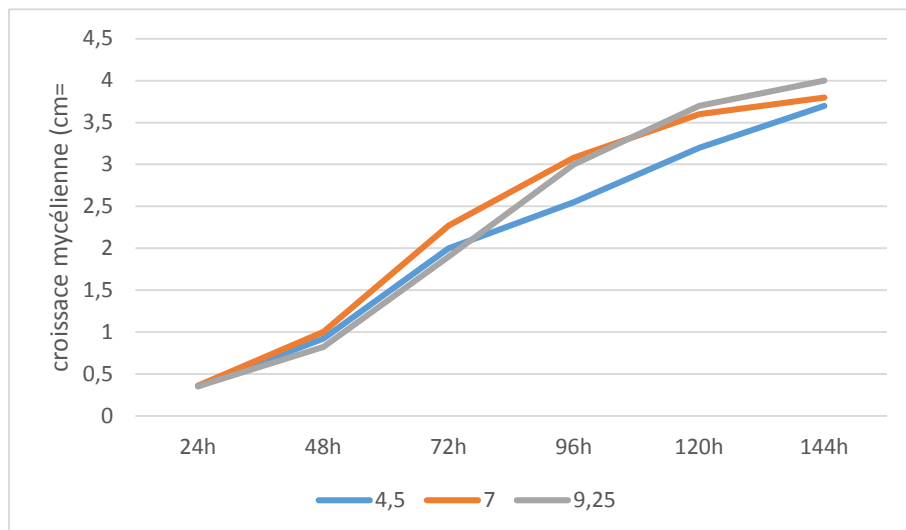


Figure n°32 : Influence du pH sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2.

La Figure 31, montre la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2. à 3 niveaux de pH, basique, neutre et acide. On remarque que cet isolat n'a pas de préférence en matière de pH, et se développent presque de la même manière, que le milieu soit acide, basique ou neutre..

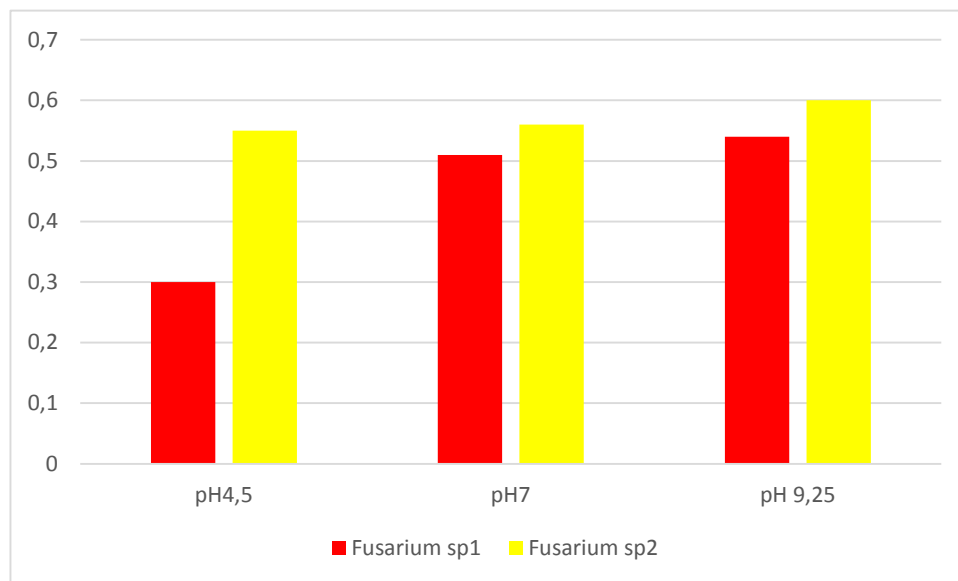


Figure n°33 : Influence du pH sur la vitesse de croissance des deux isolats de *Fusarium* sp

La Figure 32, représente, la vitesse de croissance mycélienne pour les deux isolats de *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp2, on remarque une légère différence entre les vitesses de croissance chez les deux isolats lorsque le pH est neutre ou basique avec un léger avantage pour *Fusarium* sp2. Lorsque le pH est acide, la vitesse de croissance de *Fusarium* sp1 est très faible.

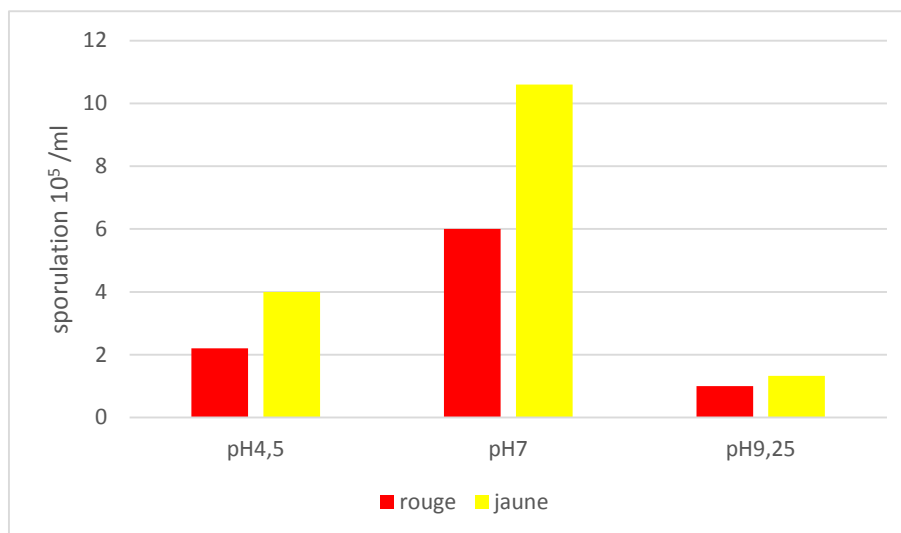


Figure n°34 : influence du pH sur la sporulation des deux isolats de *Fusarium*.

La Figure 34, démontre que les deux isolats sporulent mieux lorsque le pH est neutre spécialement *Fusarium* sp.2 qui a atteint les 10⁶ spores/ml. par contre les pH acide et basique, inhibent la sporulation des deux isolats étudiés.

Discussion :

Lors de l'étude de l'effet du pH sur la croissance mycélienne et la sporulation de *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp.2, Nous avons choisi de tester des pH acides, neutres et alcalins.

Les résultats obtenus attestent que ce facteur n'a pas d'effet sur le développement de *Fusarium* sp2, mais influence celui de pour le *Fusarium* sp1,

Le pH favorable à la croissance mycélienne des deux isolats est le pH 9.4 (basique), alors la sporulation est inciter dans un milieu neutre.

Plusieurs auteurs ont noté qu'en général, la sporulation est optimale a des pH compris entre 5 et 6 (Moreau , 1953; Smiley et Leonian, 1923 In Loubelo, 1992).

II-3. Evaluation de l'activité antifongique de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis* sur *Fusarium* sp. Agents de pourriture sèche des racines d'agrumes.

II-3.1. Evaluation de l'activité antifongique sur la croissance mycélienne:

Les résultats du test antifongique des différentes concentrations de l'extrait polyphénolique réalisé « in vitro », montre une efficacité remarquable vis-à-vis de *Fusarium*

sp1 et *Fusarium* sp.2. L'analyse de variance ($p < 0.05$) montre un effet hautement significatif entre les différents traitements.

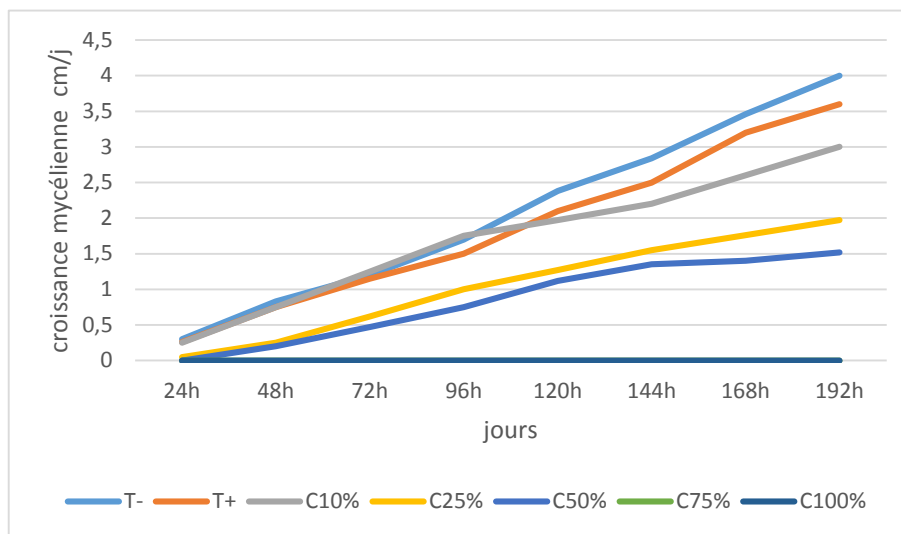


Figure n°35 : Effet de l'extrait de la sauge sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp.1.

La Figure 35, représente Les résultats du test de l'effet de l'extrait sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp 1. Ces derniers dévoilent la capacité de l'extrait méthanoïque des feuilles de la sauge à inhiber la croissance du pathogène. En effet, l'extrait méthanoïque des feuilles de sauge exerce une réduction importante de la croissance avec l'augmentation de la concentration. On note également que la dose de 75% a réussi à inhiber complètement la croissance mycélienne, elle est de ce fait la CMI.

A l'opposé, les témoins, ont assuré une croissance mycélienne importante. Néanmoins une légère réduction de la croissance a été remarquée au niveau du témoin positif, probablement due à l'action de l'acétone.

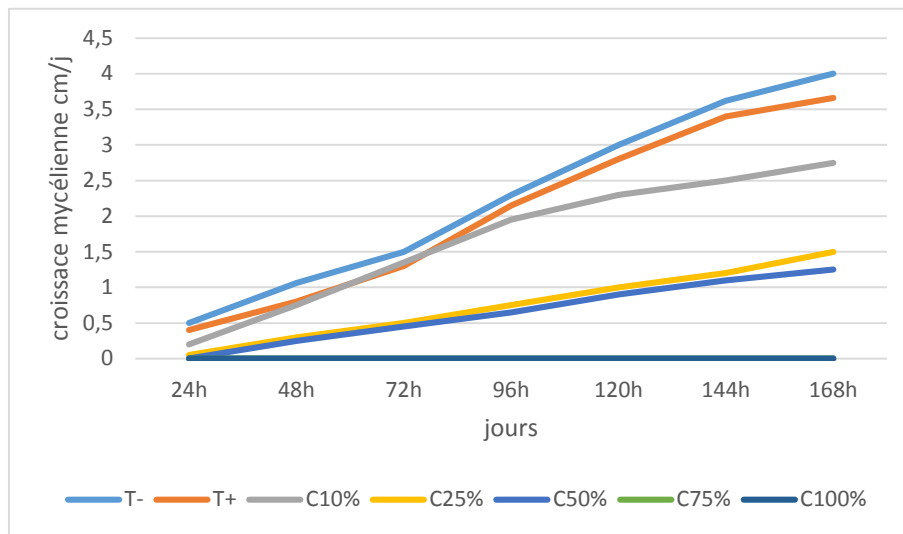


Figure n°36 : Effet de l'extrait de la sauge sur la croissance mycélienne de *Fusarium* sp2.

La Figure ci-dessus (36), représente l'effet des différentes doses de l'extrait méthanoïque des feuilles de sauge sur *Fusarium* sp2 et met en exergue l'efficacité des quatre concentrations 75%, 50%, 25% et 10% à inhiber sa croissance mycélienne. De même, aucun développement mycélien n'a été enregistré à la concentration de 75%, ce qui fait d'elle la CMI. À l'instar de *Fusarium* sp1, La croissance mycélienne des témoins est significativement supérieure aux différents traitements.

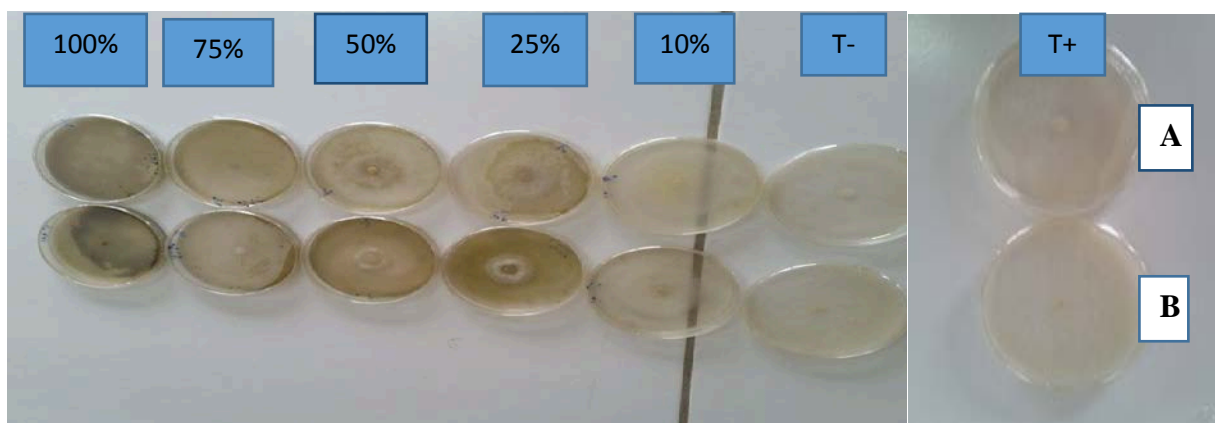


Figure n°37: l'effet "in vitro" des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis* sur les deux isolats de *Fusarium* sp.

A: *Fusarium* sp1

B: *Fusarium* sp2

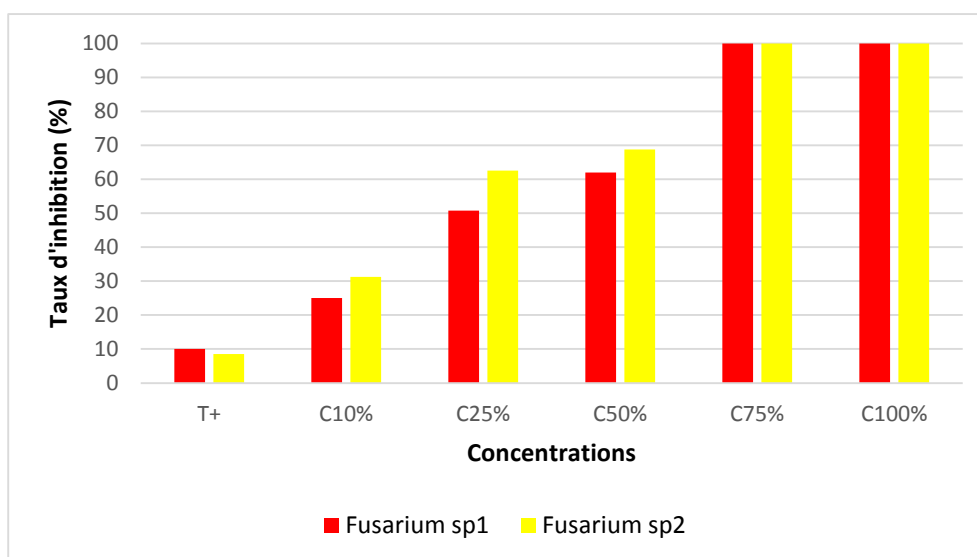


Figure n°38: Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp.2 sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis*

Les taux d'inhibitions de l'extrait méthanoïque des feuilles de sauge sont représentés sur la Figure 38, et démontrent clairement que cet extrait est très efficace à contrôler la croissance mycélienne de *Fusarium* sp1 et *Fusarium* sp2,. On remarque également que les deux isolats se sont comportés de la même manière avec une légère sensibilité de l'isolat *Fusarium* sp2.

À la lumière des résultats obtenus, on remarque une corrélation entre les doses de l'extrait et le taux d'inhibition. En effet, plus, la dose de l'extrait est élevée, plus le diamètre de la colonie et sa vitesse de croissance est faible.

II-3.2. Evaluation de l'activité antifongique sur la sporulation

La Figure 38, illustre l'effet des différentes doses de l'extrait méthanoïque des feuilles de sauge sur la sporulation des deux isolats *Fusarium* sp.1 et *Fusarium* sp.2. Il en ressort que comparativement au témoin, les concentrations de 10%, 25%, 50% ont présenté un pouvoir inhibiteur très important alors que la dose de 75% a provoqué une inhibition totale. Nous avons par ailleurs remarqué que *Fusarium* sp2 est plus à l'extrait méthanoïque testé.

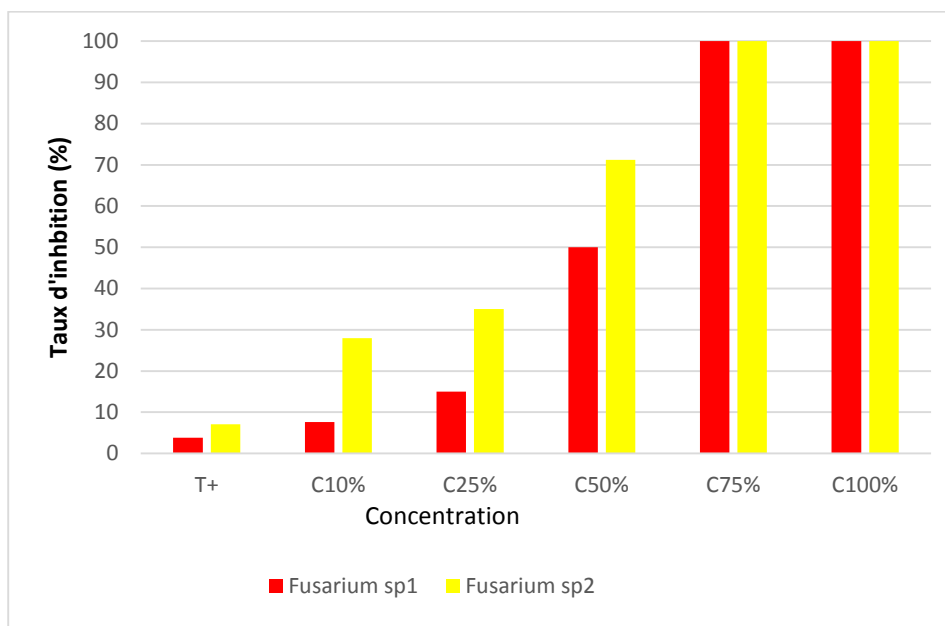


Figure n°39: Taux d'inhibition de la sporulation des deux isolats de *Fusarium* sp. sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait méthanoïque de *Salvia officinalis*.

Discussion :

L'extrait des feuilles de *Salvia officinalis* a manifesté "in vitro", une activité antifongique très probante; cette dernière s'exprime déjà avec la concentration de 10%, alors qu'avec 75% l'inhibition de la croissance mycélienne est totale (CMI).

L'étude de la croissance mycélienne des deux isolats fongiques testés (*Fusarium* sp1 et *Fusarium* sp2) en présence de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis*, montre une diminution de la croissance mycélienne synchronisée avec l'augmentation de la concentration de l'extrait.

De même sous l'effet de cet extrait, on remarque que, plus la concentration augmente, l'inhibition est plus importante. Aucune inhibition n'a été enregistrée pour les témoins. Ces résultats montrent nettement que les trois paramètres étudiés (la croissance mycélienne, taux d'inhibition et la sporulation) sont fortement influencés par l'incorporation d'un extrait riche en substances bioactive dans le milieu de culture.

Les résultats obtenus confirment ceux présentés par Grainge et Ahmed (1988), qui ont montrés que les lamiacées possèdent une activité antibactérienne et antifongique grâce à la multitude de composés phénoliques qu'ils contiennent, et d'après Celimene, 1999; Cowan, 1999, la toxicité des composés phénoliques envers les champignons est basée sur l'inactivation des enzymes fongiques.

Donc d'une manière générale, le degré d'activité antifongique est proportionnel à la concentration de l'extrait. Les composés chimiques qui présente la plus grande efficacité et à plus large spectre sont les phénols (Dorman et Deans, 2000). Contre les champignons, les phénols provoquent plusieurs dégâts tels que des perturbations morphologiques des hyphes mycéliens, la rupture de la membrane plasmique et l'altération de la structure des mitochondries (Arras et *al.*, 2001 ; De Billerbeck et *al.*, 2001).

Conclusion :

Au terme de ce travail, nous pouvons formuler un certain nombre de conclusion :

Les deux isolats issus des arbres de clémentinier naturellement infectées, ont été identifiés comme étant *Fusarium* sp, agent de la pourriture sèche racinaire des agrumes.

L'étude des facteurs abiotique a démontré que les conditions optimum pour une bonne croissance mycélienne et sporulation de ces deux isolats sont :

- Présence d'une source d'azote.
- Une température de 30°C.
- La lumière.
- Et un pH neutre ou légèrement acide.

D'autre part, la connaissance de ces facteurs peut être utilisée comme moyen de prévention contre cette maladie, En modifiant l'un de ces facteurs, on devrait mettre le parasite dans des conditions défavorables à son développement.

Les résultats obtenus à partir du test "in vitro" de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis* sur la croissance mycélienne et la sporulation, montrent une corrélation entre les doses de l'extrait et les taux d'inhibition.

En effet, plus la dose de l'extrait est élevée, plus la croissance mycélienne est faible, la même chose a été observé pour la sporulation. La concentration de 75% de l'extrait méthanoïque a inhibé totalement la croissance mycélienne et la sporulation ce qui fait d'elle la concentration inhibitrice minimale (CMI).

En fin, notre étude peut être poursuivie et enrichi par l'identification des espèces des deux isolats, est de testé" in vivo", l'effet de l'extrait méthanoïque des feuilles de *Salvia officinalis*.

Référence bibliographique

- **Anonyme(2012)**-l'égère base de la production agrumicole en 2011/2012
- **Anonyme(2017)**,
Site : <http://blogdesagrumes.blogspot.com/2012/11/fusariose-des-agrumes-pourriture-des.html>
- **Aoki t., odonnel k. (1999)**. Morphological and molecular characterisation of *fusarium pseudograminearum* sp. Nov., formerly recognized as the group 1 population off. *Graminearum*. Mycologia 91, 597-609.
- **Arras et al., 2001**. Improving the safety of fresh fruit and vegetables (livre).
- **Bender et al., 1982**). Bender, g. S., j.a. Menge, w.d. Ohr and
- **Benyon et al., 2000**). Benyon f.h.l., burgess l.w. et sharp p.j. (2000). Molecular genetic investigations and reclassification of *fusarium* species in sections *fusarium* and *roseum*. Mycol.res. 104, 1164-1174.
- **Berrighi l., 2007** : étude de la dynamique des populations de la mineuse des agrumes *phyllocnistis citrillla staint* (lepidoptera ; gracillariidae) dans la commune de mazagran (mostaganem)
- **Booth c., 1977**. *Fusarium*. Laboratory guide to the identification of the major species. C.m.1. Kew, surrey, england, 58 p.
- **Bouhot d., rouxel f.et louvet j.**, deux techniques de détermination du pouvoir pathogène de *fusarium oxysporum*.ann phytopathol, 2(3) ; pp 187-191.
- **Bouhot d., rouxel f.louvet j., 1970** – première observation de la fusariose vasculaire de tomate en france. Ann phytopathol, 4(2) ; pp 187-191.
- **Brewer d.** 1960. Studies in asochyta pisi. Canadian journal de la végétale philosophie mathématique. Classique hachette.
- **Brieskorn c.h., biechele w. 1971**. The flavones from *salvia officinalis l.* Archiv der pharmazie., 304 : 557–561.
- **Bruneton j .2009**. Pharmacognosie et phytochimie. Plantes médicinales, tec et doc : 278- 279.
- **Burgess l. W., summerell b.a., bullock s., gott k.p., backhouse d. (1994)**. Laboratory manual for *fusarium* research, 3nd ed. University of sydney, sydney, australia.
- **Burns, r. M. 1982**. Dry root-rot of citrus: it s meaning for the grower.

- **Carter j.p., rezaanoor h.n., desjardins a.e., nicholson p. (2000).** Variation in *fusarium graminearum* isolates from nepal associated with their host of origin. Plant pathology 49, 452-460.
- **Chermette r., bussieras j. (1993).** Parasitologie vétérinaire. Mycologie, édité par le service de parasitologie de l'école nationale vétérinaire de maisons-alfort.
- **Citrograph. 67:249-254.**
- **Courboulex et lorrain., 1998 :** les agrumes –m. Courboulex & h. De lorrain – éditions rustica.
- **Cuvelier m.e., richard h., et berset c. 1996.** Antioxidative activity and phenolic composition of pilot-plant and commercial extracts of sage and rosemary. Journal of the american oil chemists' society., **73** : 645–652.
- **Dandurand et menge, 1992.** Influence of *fusarium solani* on citrus root growth and population dynamics of phytophthora parasitica and phytophthora citrophthora. Phytopathology 83: 767-771.
- **Dangles o; stoeckel c; wigand m.c; brouillard r. 1992.** Two very distinct types of anthocyanin complexation: copigmentation and inclusion. Tetrahedron lett, 33: 5227-30.
- **De billerbeck et al ., 2001.** The year in evolutionary biology 2009 par carl d. Schlichting, timothy a. Mousseau.
- **djerroumi a., nacef m. 2004.** 100 plantes médicinales d'algérie. Ed palais du livre.
- **Djerroumi a., nacef m. 2004.** 100 plantes médicinales d'algérie. Ed palais du livre.
- **Dorman et deans, 2000 :** j appl microbiol. 2000 feb;88(2):308-16. antimicrobial agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils.
- **Duling e.n., owen j.c., john b.g., rosmay f.w., kevin a.m., yeap l.f., et nigel.**
- **El modafar c., el boustani e., aganchich b., rahioui b., boulouha b. 2002.** Mécanismes biochimique impliqués dans la défense des plantes.
- **Fawcett. H. S. 1936.** citrus diseases and their control, 1936. (3) a. Z. Joffe and m. Schiffmann-nadel. Fruits 27:117,
- **Ferry, 2005 :** production et commercialisation de la datte dans le monde. Situation et perspectives. Symposium international sur le développement agricole durable des systèmes oasiens 08-10mars 2005, erfoud, maroc, inram, 18 p
- **Ghelamallah.a., 2005 :** étude bio écologique du complexe parasitaire inféodé à phylocnistis citrella stainton dans la région de mostaganem. Mémoire d'ingénieur agronome, spécialité : protection des végétaux. Université de mostaganem. 65 pages.

- **Ghosh, s.p. And singh. R.p. (1993)** citrus in south asia. Food and agriculture organization (fao) of the united nations, regional office for asia and the pacific.
- **Grafenhan, t., schroers, h.-j., nirenberg, h.i., and seifert, k.a. (2011)**. An overview of the taxonomy, phylogeny, and typification of nectriaceous fungi in *cosmospora*, *acremonium*, *fusarium*, *stilbella*, and *volutella*. *Studies in mycology* 68, 79–113.
- **Grainge m., ahmed s. 1988**. Handbook of plants with pestcontrol.
- **Guenouni et kacemi, 2013**. Créations d'un verger agrumicole (cas du citronnier) dans la région de mostaganem
- **Guenouni et kacemi., 2013 :**
- Gulli, m.e. And chafai, m. (1995). Symptom and etiology of dry root-rot of citrus in morocco, *alwatan* 88: 103-110.
- **Hans w.k. 2007**. 1000 plantes aromatiques et médicinales. Terre édition.
- **Haslam e. 1994**. Natural polyphenols (vegetable tannins): gallic acid metabolism. *Nat. Prod*, 11: 41-66.
- **Houaoura(2013)**-production des agrumes : comment augmenté le rendement ?
- **Itafv, 2012**. La culture des agrumes.
- **Jordan m.j., martinez r.m., martínez c., monino i., sotomayor j. A., 2009**. Polyphenolic extract and essential oil quality of thymus zygis ssp. Gracilis shrubs cultivated under different watering levels. *Industrial crops and products* 29; 145–153.
- **Kenjeric d., monschein v., riederer p., et schreir p. 2008**. Flavonoids pattern of.
- **Labuschagne, n., vegte f.a.v. And kotze, j.m., 1989**. Interaction between fusarium solani and tylenchulus semipenetrans on citrus roots. *Phytophylactica*, 21: 29-33
- **Labuschagne, n. 1994**. *Fusarium solani* as a root pathogens of citrus.an overview.citrus.journal 4(5):22-24.
- **Le poivre p. Ed de boeck 2013**. Phytopathologie, maladie cryptogamique pp 4-5.
- **Leach c.m. 1962**. The quantitative relationship of uv and visible radiation to the induction of reproduction in ascochyta pisi. *Can. J. Bot.*, 40 : 1577-1602.
- Leslie j.f., summerell b.a. (2006). *The fusarium laboratory manual* , blackwell publishing
- **Lima c.f., patricia c., valentao r., andrade p.b., seabra.r.m., fernandes-ferreira.m., pereira-wilson c. 2007**. Water and méthanolic extracts of salvia officinalis protect hepg2 cells from t-bhp induce oxidative damage. *Chemiobiological interaction*. **167** : 107-115.

- **Loeillet(2010)**-la production mondiale des agrumes "les marchés mondiaux".
- **Longaray delmare a.p., ivete t.m.p., liane a., luciana a.s., sergio e. 2007.** Antibacterial activity of the essential oils of *salvia officinalis* and *salvia triloba*.
- **Loubelo a.c.** 1992. Contribution à l'étude de la pourriture noir des racines de pois chiche causée par *fusarium solani* (mart) apple ujr caractérisation et pathogénicité thèse ing. Agr chef 97p.
- **Loubelo a.c.,** 1992-contribution à l'étude de la pourriture noire des racines du pois chiche (*cicer arietinum* l) causée par *fusarium solani* (mart) appel u.j.r caractérisation et pathogénicité thèse ing.agro,chelef 97 p.
- **Loussert., 1989,** les agrumes, production. Ed.scien.univ. Liban, vol.1, 80p, vol2, 280p.
- **Lu y., foo l.y 2000.** Antioxidant and radical scavenging activities of polyphenols from apple pomace, *food chem.*, 68, 81-85.
- **Mailhebiau p. Ed jakin, 1994.** La nouvelle aromathérapie.
- **Maksimovic m., danijela v., mladen m., marija e.s., sabaheta a., et sonja s.y. 2007.** Effet of the environmental condition on essential oil profile in two dinaric *salvia* species : *salvia brachydon vandas* and *salvia officinalis l*. *Biochemical systematics and ecology*.
- **Malikoutsaki-mathioudi, m., bourbos, v. A. And skoudridakis, m. T. (1987),** la pourriture sèche des racines — une maladie très grave des agrumes en grèce. *Eppo bulletin*, 17: 335–340.
- **Masterova i., uhrin d., kettmann v., et suchy v. 1989.** Phytochemical study of *salvia officinalis l*. *Chemical papers.*, 43 : 797–803.
- **Matmati l., 2005 :** implication des composés phénoliques dans les phénomènes de défense naturelle des citrus aux attaques de *phyllocnistis citrillla staint* (lepidoptera ; gracillariidae) en algérie.
- **Menge, j.a. 1989.** Dry root rot. In compendium of citrus diseases (j.o. Whiteside, s.m. Garnsey and l.w. Timmer, eds.) American phytopathological society. 79 pp.
- **Messiaen c.m et lafon. R,** 1970 – les maladies des plantes maraichères. 2 eme ed : i.n.r.a ; 300 p.
- **Messiaen c.m., blancard d., rouxel f., lafon r., 1991 les maladies des plantes marichères 3ème ed i.n.r.a ; 365 p.**
- **Molot p.m et mas., 1975-**influence de la température sur lacroissance mycélienne et le pouvoir pathogène des quatre races physiologiques de *fusarium oxysporum* fsp melonis. *Ann phytomathol*, 7(2) ; pp 115-121.
- **Moreau f ,1953-**les champignons. Ed : paul le chevalier, paris, 110 p.

- **Mukesh nandave, s k ojha and d s arya. 2005.** Protective role of flavonoids in cardiovascular diseases.
- **Nelson p. E., toussoun t.a., marasas w.f.o. (1983).** *Fusarium* species. An illustrated manual for identification. Pennsylvania state university press, university park, pa.
- **Ozbay n and newman s, 2004.** Journal of biological control, pp 487-489.
- **parfonry r., 2001.** Plantes à fruits. In : raemaekers h. (éd), agriculture en afrique tropicale, direction générale de la coopération internationale, bruxelles, p. 555-588.
- **Parloran j c., 1971 :** les agrumes, paris, maison neuve et la rousse ; 565p.
- **Radulescu v., silvia c., et eliza o. 2004.** Capillary gas chromatography-mass
- **Rappily f. 1969.** Techniques de mycologie en pathologie végétales. Ann epiphyties ; 102p.
- **Rappily f. 1969.** Techniques de mycologie en pathologie végétales. Ann epiphyties ; 102p.
- **Rappily f. 1969.** Techniques de mycologie en pathologie végétales. Ann epiphyties ; 102p.
- **Roquebert m.f, (1998),** taxonomie des moisissures ; méthodes de culture et techniques d'observation ; identification”, in “moisissures des aliments peu hydratés”, ed. Tec & doc, 39-95
- **Rossmann, a. Y., samuels, g. J., rogerson, c. T. & lowen, r. (1999).** Genera of bionectriaceae,
- **Sagdullaeva et al., 1972.** International collation of traditional and folk medicine: northeast asia ... Publié par ji-xian guo, takeatsu kimura, paul p h but, chung ki sung.
- **Saiah f. 1996.** Etude de la résistance des sols à la fusariose causée par *Fusarium oxysporum* fsp *mélonis* dans la plaine du chellif.
- **Sarni-manchado p., cheynier v. 2006.** Les polyphénols en agroalimentaire, ed. Lavoisier.
 - Sauge (*Salvia officinalis*) unifloral honey. Food chemistry., 110 : 187-192.
- **Schroers h^j1, gräfenhan t, nirenberg hi, seifert ka.** A revision of *Cyanonectria* and *Geejayessia* gen. Nov., and related species with *Fusarium*-like anamorphs. *Stud mycol.* 2011;68:115-38
- **Soloman m.e, 1951.** Control of humidity's with potassium hydroxide sulphuric acid and others solutions. *bull.ent.res*, pp 198-554.
 - Source : <http://www.elmoudjahid.com>
- **Tivoli b., 1988-**guide d'identification des différentes espèces ou variétés de *Fusarium* rencontrées en France sur la pomme de terre et dans son environnement agronomie, 8 (3) ; pp 211-222.
- **Vanderweyen, a., et serrhini. 1981.** La pourriture sèche des racines d'agrumes au Maroc. Académie d'agriculture de France. Extrait du procès-verbal de la séance du 16 décembre 1981. 1492-1496

- **Walker j.w., 1961**-plant pathologiy.
- **Wang m., kikuzaki h., zhu n., sang s., nakatani n., ho c.t. 2000.**
- **Wang m., li j., rangarajan m., shao y., la voie e.j., huang t.c., ho c.t. 1998.**
- **Young jc, fulcher rg, hayhde jh, scott pm, dexter je. 1984.** Effect of mllling and baking on deoxynivalenol (vomitoxin) content of eastern canadian wheats. J. Agric. Food chem.34:659
- **Zhang h.j., li l.n. 1994.** Salvianolic acid : a new depside from *salvia cavaleriei*. *Planta medica.*, 60 : 70–72.

Annexe 1

Les données statistiques d'année DSA 2017 d'oranger et clémentinier et mandarinier et citronnier et pomelos

Tableau n°1: représente la production et la superficie d'orangers et clémentiniers en Algérie (DSA, 2017).

WILAYA	ORANGERS				CLEMENTINIERS			
	Sup.compl.	Sup.en rap.	Production	Rdt	Sup.compl.	Sup.en rap.	Production	Rdt
	ha	ha	qx	qx/ha	ha	ha	qx	qx/ha
1 ADRAR	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
2 CHLEF	4 975	4 604	1 130 970	245,6	514	447	113 740	254,5
3 LAGHOuat	3	3	150	50,0	0	0	0	0,0
4 O.E.BOUAGHI	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
5 BATNA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
6 BEJAIA	1 558	1 393	177 800	127,6	355	342	31 430	91,9
7 BISKRA	11	11	441	40,1	0	0	0	0,0
8 BECHAR	14	14	1 885	134,6	3	3	383	127,7
9 BLIDA	11 861	11 308	2 963 504	262,1	3 304	2 992	562 672	188,1
10 BOUIRA	343	291	32 970	113,3	30	30	1 713	57,1
11 TAMANRASSET	25	25	1 302	52,1	14	14	511	36,5
12 TEBESSA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
13 TLEMCEN	2 232	1 946	280 390	144,1	259	246	30 120	122,4
14 TIARET	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
15 TIZI-OUZOU	1 212	1 041	251 068	241,2	92	80	14 200	177,5
16 ALGER	4 103	3 331	699 620	210,0	745	666	119 190	179,0
17 DJELFA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
18 JIJEL	263	220	21 956	99,8	65	43	3 297	76,7
19 SETIF	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
20 SAIDA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
21 SKIKDA	1 810	1 516	402 600	265,6	547	500	87 050	174,1
22 S.B.ABBES	2	2	200	100,0	0	0	0	0,0
23 ANNABA	367	301	41 365	137,4	150	138	18 537	134,3
24 GUELMA	697	532	116 149	218,3	49	33	6 230	188,8
25 CONSTANTINE	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
26 MEDEA	37	22	1 878	85,4	0	0	0	0,0
27 MOSTAGANEM	3 800	3 056	896 439	293,3	660	658	186 102	282,8
28 M'SILA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
29 MASCARA	2 860	2 598	237 300	91,3	1 480	1 428	125 900	88,2
30 OUARGLA	11	7	781	111,6	3	3	201	67,0
31 ORAN	105	91	9 639	105,5	94	91	7 770	85,4
32 EL-BAYADH	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
33 ILLIZI	55	25	1 700	68,0	5	3	198	66,0
34 B.B.ARRERIDJ	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
35 BOUMERDES	1 390	1 387	282 245	203,5	290	225	44 325	197,0
36 EL-TARF	1 594	1 282	274 000	213,7	304	292	56 350	193,0
37 TINDOUF	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
38 TISSEMSILT	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
39 EL-OUED	15	15	252	16,8	0	0	0	0,0
40 KHENCHELA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
41 SOUK-AHRAS	7	5	499	99,8	0	0	0	0,0
42 TIPAZA	3 181	2 626	664 687	253,1	602	562	113 600	202,1
43 MILA	3	0	0	0,0	0	0	0	0,0
44 AIN-DEFLA	1 556	1 288	241 600	187,6	56	50	8 400	168,0
45 NAAMA	0	0	0	0,0	1	1	50	50,0
46 ATEMOUCHENT	347	347	28 446	82,0	45	45	4 600	102,2
47 GHARDAIA	561	364	30 781	84,6	60	44	3 740	85,0
48 RELIZANE	3 363	3 301	759 445	230,1	1 090	1 090	250 570	229,9
TOTAL ALGERIE	48 361	42 952	9 552 062	222,4	10 817	10 026	1 790 879	178,6

Tableau n°2: représente la production et la superficie de mandariniers et citronniers en Algérie (DSA ,2017).

WILAYA	MANDARINIERS				CITRONNIERS			
	Sup.compl. ha	Sup.en rap. ha	Production qx	Rdt qx/ha	Sup.compl. ha	Sup.en rap. ha	Production qx	Rdt qx/ha
1 ADRAR	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
2 CHLEF	122	113	37 600	332,7	72	72	12 960	180,0
3 LAGHOUAT	3	3	135	45,0	5	5	300	60,0
4 O.E.BOUAGHI	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
5 BATNA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
6 BEJAIA	28	25	3 400	136,0	53	49	6 470	132,0
7 BISKRA	0	0	0	0,0	76	66	2 526	38,3
8 BECHAR	0	0	0	0,0	29	23	1 850	80,4
9 BLIDA	1 152	1 131	285 797	252,7	1 073	991	374 948	378,4
10 BOUIRA	30	30	1 740	58,0	34	33	2 000	60,6
11 TAMANRASSET	6	6	249	41,5	137	137	2 720	19,9
12 TEBESSA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
13 TLEMCEN	20	20	2 100	105,0	141	133	13 630	102,5
14 TIARET	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
15 TIZI-OUZOU	45	40	7 300	182,5	70	58	11 745	202,5
16 ALGER	188	181	32 060	177,1	635	524	102 060	194,8
17 DJELFA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
18 JIJEL	0	0	0	0,0	49	44	3 606	82,0
19 SETIF	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
20 SAIDA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
21 SKIKDA	294	268	52 295	195,1	133	102	18 355	180,0
22 S.B.ABBES	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
23 ANNABA	22	21	2 393	114,0	20	13	1 805	138,8
24 GUELMA	36	17	2 945	173,2	24	20	4 676	233,8
25 CONSTANTINE	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
26 MEDEA	6	6	600	100,0	4	4	380	95,0
27 MOSTAGANEM	17	17	4 770	280,6	250	246	69 450	282,3
28 M'SILA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
29 MASCARA	22	22	1 830	83,2	82	82	7 120	86,8
30 OUARGLA	1	1	21	21,0	6	5	157	31,4
31 ORAN	1	1	90	90,0	21	19	1 698	89,4
32 EL-BAYADH	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
33 ILLIZI	12	7	469	67,0	54	34	2 252	66,2
34 B.B.ARRERIDJ	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
35 BOUMERDES	48	48	6 140	127,9	409	271	59 370	219,1
36 EL-TARF	132	130	24 650	189,6	95	92	19 000	206,5
37 TINDOUF	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
38 TISSEMSILT	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
39 EL-OUED	0	0	0	0,0	16	16	200	12,5
40 KHENCHELA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
41 SOUK-AHRAS	1	1	50	50,0	0	0	0	0,0
42 TIPAZA	91	91	17 290	190,0	375	333	76 590	230,0
43 MILA	0	0	0	0,0	0	0	0	0,0
44 AIN-DEFLA	0	0	0	0,0	39	39	3 900	100,0
45 NAAMA	0	0	0	0,0	1	1	90	90,0
46 A.TEMOUCHEN	0	0	0	0,0	2	2	155	77,5
47 GHARDAIA	67	50	4 250	85,0	364	304	25 536	84,0
48 RELIZANE	3	3	300	100,0	140	140	30 870	220,5
TOTAL ALGERIE	2 347	2 232	488 474	218,9	4 409	3 858	856 419	222,0

Tableau n°3: représente la production et la superficie de pomelos en Algérie (DSA ,2017).

WILAYA	POMELOS			
	Sup.compl. ha	Sup.en rap. ha	Production qx	Rdt qx/ha
1 ADRAR	0	0	0	0,0
2 CHLEF	22	22	3 960	180,0
3 LAGHOUAT	0	0	0	0,0
4 O.E.BOUAGHI	0	0	0	0,0
5 BATNA	0	0	0	0,0
6 BEJAIA	0	0	0	0,0
7 BISKRA	0	0	0	0,0
8 BECHAR	0	0	0	0,0
9 BLIDA	39	39	13 806	354,0
10 BOUIRA	0	0	0	0,0
11 TAMANRASSET	0	0	0	0,0
12 TEBESSA	0	0	0	0,0
13 TLEMCEN	0	0	0	0,0
14 TIARET	0	0	0	0,0
15 TIZI-OUZOU	0	0	0	0,0
16 ALGER	22	22	4 430	201,4
17 DJELFA	0	0	0	0,0
18 JIJEL	0	0	0	0,0
19 SETIF	0	0	0	0,0
20 SAIDA	0	0	0	0,0
21 SKIKDA	0	0	0	0,0
22 S.B.ABBES	0	0	0	0,0
23 ANNABA	0	0	0	0,0
24 GUELMA	0	0	0	0,0
25 CONSTANTINE	0	0	0	0,0
26 MEDEA	0	0	0	0,0
27 MOSTAGANEM	0	0	0	0,0
28 M'SILA	0	0	0	0,0
29 MASCARA	0	0	0	0,0
30 OUARGLA	0	0	0	0,0
31 ORAN	0	0	0	0,0
32 EL-BAYADH	0	0	0	0,0
33 ILLIZI	0	0	0	0,0
34 B.B.ARRERIDJ	0	0	0	0,0
35 BOUMERDES	0	0	0	0,0
36 EL-TARF	0	0	0	0,0
37 TINDOUF	0	0	0	0,0
38 TISSEMSILT	0	0	0	0,0
39 EL-OUED	0	0	0	0,0
40 KHENCHELA	0	0	0	0,0
41 SOUK-AHRAS	0	0	0	0,0
42 TIPAZA	0	0	0	0,0
43 MILA	0	0	0	0,0
44 AIN-DEFLA	0	0	0	0,0
45 NAAMA	0	0	0	0,0
46 A.TEMOUCHEN	0	0	0	0,0
47 GHARDAIA	0	0	0	0,0
48 RELIZANE	0	0	0	0,0
TOTAL ALGERIE	83	83	22 196	267,4

ANNEXE 2

Milieux de culture

Milieu PEA

Petits pois congelés	150g
Glucose	5g
Agar agar	20g
Eau distillée	1000ml

Bouillir les pois congelés dans 500 ml d'eau pendant 15 à 20 minutes, filtrer sur mousseline, bien égoutté, ajouté au filtrat le glucose et l'agar agar, compléter avec de l'eau distillée a 1000 ml, laisser fondre l'agar agar sur agitateur et autoclaver le pendant 20 minutes à 120°C.

Milieu geapeck

Na NO ₃	2g
K ₂ HPO ₄	1g
KCL	0.25g
Mg SO ₄ ,7H ₂ O	0.50g
Fe SO ₄ ,7H ₂ O	0.01g
Saccharose	30g
Agar agar	20g
Eau distillée	1000ml

Autoclaver pendant 20 minutes à 120°C.

Milieu PDA

Potato dextrose agar	42g
Eau distillée	1000ml

Autoclaver pendant 20 minutes à 120°C.

Milieu MALT

Extrais de MALT	30g
Agar agar	20g
Eau distillée	1000ml

Autoclaver pendant 20 minutes à 120°C.

Annexe 3

Tableau n°1 : Influence des milieux de cultures sur la vitesse de croissance mycélienne des deux souches de *Fusarium sp*

Milieux / Souches	PDA	PEA	MALT	GZAPECK
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE	0.3	0.32	0.3	0.34
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE	0.35	0.38	0.37	0.42

Tableau n°2 : Influence des milieux de cultures sur la sporulation des deux souches de *Fusarium sp*

Milieux / Souches	PDA	PEA	MALT	GZAPECK
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE(x10 ⁵)	4.66	24.88	20.88	28.33
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE(x10 ⁵)	15	57.55	8.22	19.77

Tableau n°3 : Influence de la lumière sur la vitesse de croissance mycélienne des deux souches de *Fusarium sp*

Milieux / Souches	Lumière	obscurité	alternance
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE	0.42	0.39	0.4
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE	0.46	0.43	0.45

Tableau n°4 : Influence de la lumière sur la sporulation des deux souches de *Fusarium* sp

Milieux Souches	Lumière	obscurité	alternance
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE(x10 ⁵)	20.55	17.11	10.66
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE(x10 ⁵)	29.88	20.33	12.88

Tableau n°5 : Influence de la température sur la vitesse de croissance mycélienne des deux souches de *Fusarium* sp

Température SOUCHES	20°C	22°C	25°C	30°C	35°C	40°C
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE	0.29	0.3	0.33	0.45	0.16	0
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE	0.39	0.4	0.42	0.5	0.34	0

Tableau n°6 : Influence de la température sur la sporulation des deux souches de *Fusarium* sp

température SOUCHES	20°C	22°C	25°C	30°C	35°C	40°C
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE	18.66	27	28	13	3	0
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE	4.88	17.88	20	13	3	0

Tableau n°7 : Influence de pH sur la vitesse de croissance mycélienne des deux souches de *Fusarium* sp

pH \ Souches	4.5	7	9.25
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE	0.3	0.51	0.54
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE	0.55	0.56	0.6

Tableau n°8 : Influence de pH sur la sporulation des deux souches de *Fusarium* sp.

pH \ Souches	4.5	7	9.25
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE($\times 10^5$)	9	24.33	4.1
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE($\times 10^5$)	6	42.5	5.33

Annexe 4

Tableau n°1 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des *Fusarium* sp 1(rouge) et *Fusarium* sp2 (jaune) sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait polyphénolique de *Salvia officinalis*

Dose SOUCHES	T+	10%	25%	50%	75%	100%
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE (%)	10	25	50.75	62	100	100
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE (%)	8.5	31.25	62.5	68.75	100	100

Tableau 2 : Taux d'inhibition de la sporulation des deux souches de *Fusarium* sous l'effet des différentes concentrations de l'extrait polyphénolique de *Salvia officinalis*.

Dose SOUCHES	T+	10%	25%	50%	75%	100%
<i>Fusarium</i> SP1 ROUGE (%)	3	7.69	16.9	50.7	100	100
<i>Fusarium</i> SP2 JAUNE (%)	3.12	6.25	29.68	68.75	100	100

Annexe 5

L'analyse de variance et la comparaison des moyennes (test de Newman-Keuls) effectuées par l'utilisation du logiciel Stat box version 6.4.

Tableaux n°1 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 1 (rouge), test milieux de culture, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	54,05	43	1,257				
VAR.FACTEUR 1	0,669	3	0,223	20,293	0		
VAR.FACTEUR 2	53,051	10	5,305	482,727	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,33	30	0,011			0,105	5,04%

Tableaux n°2 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 2 (jaune), test milieux de culture, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	52,418	35	1,498				
VAR.FACTEUR 1	0,474	3	0,158	16,276	0,00001		
VAR.FACTEUR 2	51,71	8	6,464	665,195	0		
VAR.RESIDUELL E 1	0,233	24	0,01			0,099	4,66%

Tableaux n°3 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 1 (rouge), test de température, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	51,668	47	1,099				
VAR.FACTEUR 1	21,294	5	4,259	21,145	0		
VAR.FACTEUR 2	23,324	7	3,332	16,543	0		
VAR.RESIDUELL E 1	7,049	35	0,201			0,449	36,73%

Tableaux n°4 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 2 (jaune), test de température, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	55,375	41	1,351				
VAR.FACTEUR 1	20,86	5	4,172	19,577	0		
VAR.FACTEUR 2	28,121	6	4,687	21,992	0		
VAR.RESIDUELL E 1	6,393	30	0,213			0,462	31,65%

Tableaux n°5 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 1 (rouge), test antifongique, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	69,163	55	1,258				
VAR.FACTEUR 1	35,665	6	5,944	21,418	0		
VAR.FACTEUR 2	21,842	7	3,12	11,243	0		
VAR.RESIDUEL LE 1	11,656	42	0,278			0,527	48,51%

Tableaux n°6 : analyse de variance pour le *Fusarium* sp 2 (jaune), test antifongique, croissance mycélienne par jours.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	66,533	48	1,386				
VAR.FACTEUR 1	37,897	6	6,316	20,272	0		
VAR.FACTEUR 2	17,42	6	2,903	9,319	0		
VAR.RESIDUEL LE 1	11,216	36	0,312			0,558	52,41%

Résumé :

Le *Fusarium* sp est l'agent causal de la pourriture sèche racinaire des agrumes qui provoque la mort brutale des arbres.

Les résultats de l'étude d'influence des facteurs abiotiques (milieux de culture, température, la lumière, pH) nous ont permis de déterminer les conditions optimales pour une bonne croissance mycélienne.

La connaissance de l'influence de ces facteurs permet de créer un équilibre biologique défavorable à l'expression de la maladie.

La sauge est une plante médicinale et aromatique *salvia officinalis* (Lamiaceae) contenant des phénols possédant un effet sur les champignons. Sur ce, on a effectué un test in vitro de l'extrait polyphénolique sur les deux isolats de *Fusarium* sp.

Les résultats du test "in vitro" de l'effet de la sauge sur la croissance mycélienne et la sporulation montre une corrélation entre les doses des extraits et les taux d'inhibition, en effet, plus la dose de l'extrait est élevée, plus la croissance mycélienne est faible.

Mots clés : *Salvia officinalis*, croissance mycélienne, sporulation, *Fusarium* sp, extrait polyphénolique.

Abstract

The *Fusarium* sp is the agent which causes the dry rot of the citrus, provoking the brutal death of the trees.

The results of the influence study of the antibiotic factors (environment cultivation, temperature, light, pH) help us to determine the optimal conditions for a good mycelienn growth

The knowledge of the influence factors permit to create a biologic equilibrium unfavorable to manifestation of the disease.

The Sauge is a medical plant and aromatic *salvia officinalis* (lamiaces) containt the phanols acting on the fungus .On that we did make a test « in vitro »of the polyphenolique extract on the two isolated part of the *Fusarium* sp.

The results of « in vitro » test of effect of sage on the mycelienn growth and the sporulation show a correlation with the extract doses, and the inhiatation rates; in fact the most the extract is high, the more the growth of mycelienn is weak.

Key words: *Salvia officinalis*, mycelienn growth, sporulation, *Fusarium* sp, polyphenolique extract.